Canadian Special Publication of
Fisheries and Aquatic Sciences 98

Publication spéciale canadienne des
sciences halieutiques et aquatiques 98

Histology of the Atlantic Cod, *Gadus morhua:* An Atlas

Part One. Digestive Tract and Associated Organs

Carol M. Morrison

Department of Fisheries and Oceans
Fisheries and Environmental Sciences
Halifax Research Laboratory
P.O. Box 550
Halifax, Nova Scotia B3J 2S7

Atlas d'histologie de la morue franche, *Gadus morhua*

Première partie. Tube digestif et organes annexes

Carol M. Morrison

Ministère des Pêches et des Océans
Pêches et sciences de l'environnement
Laboratoire de recherches de Halifax
C.P. 550
Halifax (Nouvelle-Écosse) B3J 2S7

DEPARTMENT OF FISHERIES AND OCEANS
Ottawa 1987

MINISTÈRE DES PÊCHES ET DES OCÉANS
Ottawa 1987

90-00007/

Published by
Fisheries and Oceans
Communications Directorate
Information and Publications Branch
Ottawa K1A 0E6

Publié par
Pêches et Océans
Direction générale des communications
Direction de l'information et des publications

© Minister of Supply and Services Canada 1987

Available from authorized bookstore agents, other bookstores or you may send your prepaid order to the Canadian Government Publishing Centre Supply and Services Canada, Ottawa, Ont. K1A 0S9.

Make cheques or money orders payable in Canadian funds to the Receiver General for Canada.

A deposit copy of this publication is also available for reference in public libraries across Canada.

Canada: $20.00 Cat. No. Fs 41-31/98
Other countries: $24.00 ISBN 0-660-53817-2
ISSN 0706-6481

Price subject to change without notice

All rights reserved. No part of this publication may be reproduced, stored in a retrieval system, or transmitted by any means, electronic, mechanical, photocopying, recording or otherwise, without the prior written permission of the Publishing Services, Canadian Government Publishing Centre, Ottawa, Canada K1A 0S9.

© Ministre des Approvisionnements et Services Canada 1987

En vente dans les librairies autorisées, les autres librairies, ou encore, par commande payable à l'avance, au Centre d'édition du gouvernement du Canada, Approvisionnements et Services Canada, Ottawa (Ontario) K1A 0S9.

Les chèques ou mandats-poste, payables en monaie canadienne, doivent être faits à l'ordre du Receveur général du Canada.

Un exemplaire de cette publication a été déposé, pour référence, dans les bibliothèques partout au Canada.

Canada : 20 $ N° de cat. Fs 41-31/98
Autres pays : 24 $ ISBN 0-660-53817-2
ISSN 0706-6481

Prix sujet à changement sans avis préalable

Tous droits réservés. On ne peut reproduire aucune partie du présent ouvrage, sous quelque forme ou par quelque procédé que ce soit (électronique, mécanique, photographique) ni en faire un enregistrement sur support magnétique ou autre pour fins de dépistage ou de diffusion, sans autorisation écrite préalable des Services d'édition, Centre d'édition du gouvernement du Canada, Ottawa, Canada K1A 0S9.

Director: Johanna M. Reinhart, M.Sc.
Editorial and Publishing Services: Gerald J. Neville
Translation: Hélène Bernard
Typesetter: Alphatext Ltd., Ottawa, Ontario
Printer: Kromar Printing Ltd., Winnipeg, Manitoba
Cover Photograph by R. Semple.

Correct citation for this publication:

MORRISON, C. M. 1987. Histology of the Atlantic cod, *Gadus morhua:* an atlas. Part One. Digestive tract and associated organs. Can. Spec. Publ. Fish. Aquat. Sci. 98: 219 p.

Directrice et rédactrice : Johanna M. Reinhart, M.Sc.
Services de rédaction et d'édition: G.J. Neville
Traduction: Hélène Bernard
Composition: Alphatext Ltd., Ottawa, Ontario
Imprimeur : Kromar Printing Ltd., Winnipeg (Manitoba)
Photographie de la couverture par R. Semple

On devra référer comme suit à cette publication :

MORRISON, C.M. 1987. Atlas d'histologie de la morue franche, *Gadus morhua*. Première partie. Tube digestif et organes annexes. Publ. spéc. can. sci. halieut. aquat. 98 : 219 p.

Contents

Abstract iv

Acknowledgements iv

Introduction 1

Methods 1

Digestive Tract and Associated Organs 3

Alimentary Canal 4
Buccal cavity and pharynx 4
Gross morphology of the digestive tract 6
Oesophagus 6
Stomach 7
Intestine 10
Pyloric caeca 11
Ileo-rectal valve 13
Rectum 13
Cloaca 14

Associated Organs 14
Gallbladder 14
Liver 15
Pancreas 17
Swimbladder
Wall 19
Rete mirabile 20
Foramen ovale 21

References 21

List of Plates 25

Table des matières

Résumé iv

Remerciements iv

Introduction 1

Méthodes 1

Tube digestif et organes annexes 3

Tube digestif 4
Cavité buccale et pharynx 4
Morphologie macroscopique du tube digestif 6
Oesophage 6
Estomac 7
Intestin 10
Caecums pyloriques 11
Valvule iléo-rectale 13
Rectum 13
Cloaque 14

Organes annexes 14
Vésicule biliaire 14
Foie 15
Pancréas 17
Vessie natatoire
Paroi 19
Réseau admirable 20
Foramen ovale 21

Références 21

Liste des planches 25

Abstract

MORRISON, C.M. 1987. Histology of the Atlantic cod, *Gadus morhua:* an atlas. Part one. Digestive tract and associated organs. Can. Spec. Publ. Fish. Aquat. Sci. 98: 219 p.

This is the first in a series of atlases of cod histology. Cod are one of the most economically important fish (in 1985 the landed volume of cod for the east coast of Canada was 478 000 metric tonnes, having a value of $187,000,000), and much effort is expended on assessment of stocks of eggs, larval, juvenile and adult cod. Development and behaviour have also been studied, as well as parasites and presence of contaminants. Few histological studies have been done, however, so this atlas has been prepared to provide a basic histology of the cod so that the effects of factors such as disease, parasites, and pollutants can be properly evaluated. It is also expected that the atlas can be used as a point of reference for similar tissues in other species. Light and transmission electron micrographs of the digestive tract and its associated organs (the gallbladder, liver, pancreas and swimbladder) are presented, demonstrating some features that have not been previously documented. Scanning electron micrographs of the digestive tract and swimbladder are also shown.

Résumé

MORRISON, C.M. 1987. Atlas d'histologie de la morue franche, *Gadus morhua.* Première partie. Tube digestif et organes annexes. Publ. spéc. can. sci. halieut. aquat. 98: 219 p.

Le présent document est le premier d'une série d'atlas sur l'histologie de la morue qui compte parmi les plus importantes espèces au niveau économique. En 1985, les débarquements de morue sur la côte est canadienne s'élevaient à 478 000 tonnes métriques d'une valeur de 187 000 000 $. D'importants efforts sont déployés pour l'évaluation des stocks d'oeufs, de larves, de juvéniles et d'adultes. Le développement et le comportement ont aussi fait l'objet d'études, tout comme les parasites et la présence de contaminants. Par contre, très peu d'études histologiques ont été effectuées. Le présent atlas se veut une étude fondamentale de l'histologie de la morue qui servira à évaluer correctement l'incidence de certains facteurs comme les maladies, les parasites et les polluants. Il pourra aussi servir comme ouvrage de référence pour des études de tissus semblables chez d'autres espèces. L'atlas comprend des micrographies, prises au microscope optique et au microscope électronique à transmission, de l'appareil digestif et des organes associés (vésicule biliaire, foie, pancréas et vessie natatoire). Ces micrographies révèlent des caractéristiques qui, jusqu'à maintenant, n'avaient pas été étudiées. Sont aussi incluses des micrographies de l'appareil digestif et de la vessie natatoire, prises au microscope électronique à balayage.

Acknowledgements

Vivian Marryatt prepared the paraffin embedded material for light microscopy, and Charlie Collins of the Atlantic Regional Laboratory of the National Research Foundation operated the JXA 35 scanning electron microscope for us. Jack Duong of the Statistics Division of the Department of Fisheries and Oceans in Ottawa supplied the figures for the weight and value of cod landings. I am very indebted to David Scarratt, Charles Musial, and Ann Moore for carefully reviewing this manuscript.

Remerciements

Le matériel inclus dans la paraffine utilisé en microscopie optique a été préparé par Vivian Marryatt, et Charlie Collins, du Laboratoire régional de l'Atlantique de la Fondation nationale de recherches, a bien voulu prêter sa collaboration en se chargeant du travail au microscope électronique à balayage (JXA 35). Jack Duong, de la Division des statistiques du ministère des Pêches et des Océans, à Ottawa, a fourni les figures relatives au poids et à la valeur des débarquements de morue. Je suis très redevable à David Scarratt, Charles Musial et Ann Moore pour avoir bien voulu revoir le présent manuscrit.

Introduction

Many excellent accounts of the digestive tract of fish have been published. These are referenced in three atlases of fish histology (Grizzle and Rogers 1976; Groman 1982; and Yasutake and Wales 1983). Some work has been done on the digestive tract of cod. For example, some aspects of the structure of teeth (Kerr 1958; Kohlenberger 1940), cardiac stomach (Mattisson and Holstein 1980), oesophagus (Meister et al. 1983), liver (Welsch and Storch 1973) and pancreas (Thomas 1970) have been studied. The only accounts of the whole cod digestive tract were done by Thesen (1890), Yong (1967) and by us Bishop (now Morrison) and Odense (1966). Those studies were restricted to light microscopy, and did not include all associated organs. The study by Yong includes the location of alkaline and acid phosphatases, esterase and P.A.S. positive substances. We also studied the ultrastructure of the epithelial border of part of the digestive tract (Odense and Bishop 1966). This atlas provides a more complete account of the ultrastructure as well as the light microscopy of the digestive tract.

Methods

Cod were caught by local inshore fishing boats and kept in live-holding facilities in our laboratory. They were usually processed for histology within a few days.

Gross Morphology

Photographs of the internal surface of the digestive tract were taken with the Zeiss Tessovar photomacrographic zoom system.

Light Microscopy — (L.M.)

Paraffin Embedding — The tissues were fixed in 10% buffered formalin, freshly depolymerized paraformaldehyde (4%) in 0.1M phosphate buffer with 2 1/2% w/v sucrose, Bouin's or Helley's fixatives. Tissues were dehydrated in ethanol, cleared in toluene or, for tougher tissues, cedarwood oil, embedded in paraffin and sectioned at 6–10 μm. Sections were stained in Harris' haematoxylin and eosin (H.&E.), Azan and Masson's stains, a substitute for the Brown and Brenn stain, the periodic acid — Schiff (P.A.S.) and alcian blue stains (Humason 1979), the Mallory's aniline blue collagen stain (Clark 1973) and a combination Verhoeff's elastic and Masson's trichrome stain (V.E.M.T), (O'Conner and Valle 1982).

Introduction

De nombreux travaux, excellents d'ailleurs, ont déjà été publiés sur le tube digestif des poissons. Ils figurent dans trois atlas sur l'histologie des poissons (Grizzle et Rogers, 1976; Groman, 1982 et Yasutake et Wales, 1983). Un certain nombre de recherches ont été effectuées sur le tube digestif de la morue. On a étudié, par exemple, certains aspects de la structure des dents (Kerr, 1958; Kohlenberger, 1940), de la région cardiale (ou cardiaque) de l'estomac (Mattisson et Holstein, 1980), de l'oesophage (Meister et al., 1983), du foie (Welsch et Storch, 1973) et du pancréas (Thomas, 1970). Les seuls travaux portant sur l'ensemble du tube digestif de la morue ont été menés par Thesen (1890), Yong (1967) ainsi que par Bishop (maintenant Morrison) et Odense (1966). Ces études ont été faites en microscopie optique seulement et ne couvraient pas tous les organes annexes. L'étude de Yong comprend la localisation des phosphatases alcalines et acides, de l'estérase et des substances présentant une réaction positive au PAS. Nous avons étudié aussi l'ultrastructure de la bordure épithéliale d'une partie du tube digestif (Odense et Bishop, 1966). Le présent atlas offre un exposé plus complet de l'ultrastructure ainsi que de la microscopie optique du tube digestif.

Méthodes

Les morues ont été capturées par des bateaux de pêche côtière de la région et conservées dans des viviers au laboratoire. Elles ont été traitées en général dans les jours qui ont suivi en vue de l'étude histologique.

Morphologie macroscopique

Les photographies de la surface interne du tube digestif ont été prises au moyen du zoom photomacrographique Tessovar Zeiss.

Microscopie optique — (MO)

Inclusion dans la paraffine — Les tissus ont été fixés à l'aide des fixateurs suivants: solution tamponnée de formol à 10 %, paraformaldéhyde fraîchement dépolymérisé (4 %) dans un tampon phosphate 0,1 M avec une solution de sucrose 2 1/2 % p/v, liquides de Bouin ou de Helley. Les tissus ont été déshydratés par passage dans de l'éthanol, éclaircis au toluène, ou, dans le cas de tissus plus résistants, à l'huile de cèdre, inclus dans de la paraffine et coupés en tranches de 6 à 10 μm. Les colorants utilisés sont la coloration de Harris à l'hématoxyline-éosine, les colorants d'Azan et de Masson, un colorant de substitution à la coloration de Brown et Brenn, le colorant à l'acide périodique — Schiff (PAS), le bleu alcian (Humason, 1979), la coloration de Mallory au bleu d'aniline pour le collagène (Clark, 1973), et une combinaison de la coloration de Verhoeff pour les fibres élastiques et du trichrome de Masson (VEMT) (O'Conner et Valle, 1982).

Resin Embedding — The tissues were fixed in 4% freshly depolymerised paraformaldehyde in 0.1M phosphate buffer with 2 1/2 % w/v sucrose, dehydrated in alcohol then embedded in JB4 resin. Tissues were oriented using pressure-sensitive tape (Golick and Federman 1985). Blocks were sectioned at 2–4 μm, and stained using the same H.&E. stain as that used for paraffin sections except that sections were dried using compressed gas (Jet duster, Marivac Ltd, 1872 Garden Street, Halifax, N.S. B3H 3R6) instead of solvents. The methylene-blue/basic fuschin and Van Gieson methods (Dougherty 1981), and chromotrope 2R/methylene blue stain (Dougherty and King 1984) were also used.

Electron Microscopy

Tissues were fixed in 1% glutaraldehyde and 4% formaldehyde in 0.1M phosphate buffer for scanning and transmission electron microscopy. After osmication these samples were dehydrated in acetone. They were critical point dried, coated with palladium or gold in a Hummer (Technics, Alexandria, VA.) and viewed in a JXA35 scanning electron microscope (S.E.M.) or embedded in resin and cured. These resin blocks were sectioned at 1/2μm and stained with toluidine blue for light microscopy to check orientation of the specimen, and to make sure required tissues were sectioned. Thin sections were then prepared and stained with 25% uranyl acetate in methanol and lead citrate (Stempack and Ward 1964) and observed in an HS9 or Philips 201C transmission electron microscope (T.E.M.).

Inclusion dans la résine — Les tissus ont été fixés dans une solution de paraformaldéhyde fraîchement dépolymérisé (4 %) dans un tampon phosphate 0,1M avec 2 1/2 % de sucrose p/v, déshydratés à l'alcool puis inclus dans la résine JB4. Les tissus ont été orientés au moyen d'un ruban autocollant (Golick et Federman, 1985). Les blocs ont été coupés en tranches d'une épaisseur comprise entre 2 et 4 μm, et colorés avec le colorant H&É utilisé pour les coupes à la paraffine, sauf que les coupes ont été séchées à l'aide de gaz comprimé (Jet duster, Marivac Ltd., 1872, Garden Street, Halifax (N.-É.) B3H 3R6) au lieu de solvants. On a également utilisé la méthode au bleu de méthylène et à la fuschine basique et celle de Van Gieson (Dougherty, 1981), et la coloration au chromotrope 2R et bleu de méthylène (Dougherty et King, 1984).

Microscopie Électronique

Pour l'étude en microscopie électronique à balayage et à transmission, les tissus ont été fixés par passage dans une solution de glutaraldéhyde 1 % et de formaldéhyde 4 % dans un tampon phosphate 0,1M. Après imprégnation à l'anhydrique osmique, les échantillons ont été déshydratés à l'acétone. Ils ont été séchés au point critique, enrobés de palladium ou d'or dans un Hummer (Technics, Alexandria, VA.) et observés à l'aide d'un microscope électronique à balayage (MEB) JXA35 ou inclus dans une résine et durcis. Ces blocs de résine ont été coupés en tranches d'une épaisseur de 1/2 μm et celles-ci ont été colorées au bleu de toluidine et observées au microscope optique afin de vérifier l'orientation du spécimen et de s'assurer que les coupes ont été effectuées dans le bon tissu. Des coupes minces ont ensuite été préparées et colorées à l'acétate d'uranyl à 25 % dans le méthanol et le citrate de plomb (Stempack et Ward, 1964) et examinées au microscope électronique à transmission (MET) de type HS9 ou Philips 201C.

Digestive Tract and Associated Organs

Tube digestif et organes annexes

Alimentary Canal

Buccal Cavity and Pharynx

The roof and floor of the buccal cavity and pharynx are illustrated in Plate 1; Fig. 1 and 2. The first gill cleft is taken as the dividing line between the buccal cavity and pharynx. Longitudinal mucosal folds can be seen on the roof, and the barbel can be seen out of focus below the ventral lip. Numerous teeth are present on the premaxilla, prevomer, and dentary. Teeth are also present on the conical projections on the inner surfaces of the gill arches (Plate 1; Fig. 3 and 4). The first gill arch subtends one row of rakers and one row of small rakers or projections (Fig. 4), the second and third arches have two rows of projections (Fig. 2 and 3), and the fourth arch has only one anterior row of projections since the posterior border of the arch is joined to the floor of the pharynx. The projections on neighbouring arches fit into each other (Fig. 3), so that prey would not be able to escape from the pharynx. In the pharynx are two dorsal convex plates which fit into two smaller ventral concave plates. The front of each ventral tooth plate is just behind the last gill arch, whereas the front of each dorsal plate is aligned with the first gill arch. These plates are covered with sharp, conical teeth similar to those of the premaxilla and dentary, so that a continuous circle of teeth on the gill arches and on the pharyngeal tooth plates would surround any prey.

The muscles of the head of the cod have been described by Saunders and Manton (1951), except for those inserted in the pharyngeal plates. Muscles run ventrally from just inside the origin of the dilator, adductor, and levator operculi on the otic ridge to the dorsal plates. A muscle also runs anteriorly from the vertebral column to insert in each dorsal plate. Four muscles insert in each ventral plate: two muscles originate from the cleithrum, one from the hyoid, and one connects the two plates.

The tongue is supported by the hyoid which is connected to the mandible by the geniohyoideus muscle, and to the cleithrum by the sternohyoideus muscle.

The pointed, conical teeth on the premaxilla, prevomer, dentary, gill arches and pharyngeal tooth plates (Plates 2–5) are the typical gadoid type. The enameloid cap contains a yellow pigment (Kerr 1958; Fink 1981). The teeth are constantly replaced, so immature teeth can be seen breaking through the epithelium between the mature teeth (Plate 2; Plate 3, Fig. 1). The cone-shaped enameloid cap (Plate 3, Fig. 2) is formed of longitudinally oriented crystallites, whereas the surface of the tooth below, which consists of softer dentine, does not show a definite orientation and is often scratched (Plate 3, Fig. 2 and 3).

The central pulp consists of connective tissue with nerves and blood vessels. Surrounding the pulp is vascular dentine, then a peripheral avascular dentine layer (Kohlenberger 1940). The tooth is curved backwards, and connected to the attachment bone anteriorly (labially) by a hinge, and posteriorly by a ligament (Plate 4, Fig. 1 and 2), so that when the jaw

Tube Digestif

Cavité buccale et pharynx

Le plafond et le plancher de la cavité buccale et du pharynx sont illustrés aux figures 1 et 2 de la planche 1. La première fente branchiale sert de ligne de démarcation entre la cavité buccale et le pharynx. On peut voir au plafond des replis muqueux longitudinaux, et, sous la face ventrale de la lèvre, on distingue, hors champ, le barbillon. Le prémaxillaire, le prévomer et le dentaire portent de nombreuses dents. Les projections coniques de la surface interne des arcs branchiaux sont également dentées (planche 1; fig. 3 et 4). Le premier arc branchial sous-tend une rangée de branchicténies et une rangée de projections (fig. 4), le deuxième et le troisième arcs portent deux rangées de projections (fig. 2 et 3), et le quatrième arc ne porte qu'une seule rangée antérieure de projections étant donné que le bord postérieur de l'arc est soudé au plancher du pharynx. Les projections des arcs voisins s'emboîtent les unes dans les autres (fig. 3) de façon que la proie ne puisse pas s'échapper du pharynx. Ce dernier comprend deux plaques convexes à la face dorsale qui s'emboîtent dans deux plaques ventrales concaves plus petites. La partie avant de chacune des plaques dentées ventrales se situe juste en arrière du dernier arc branchial, tandis que la partie avant de chacune des plaques dorsales est alignée sur le premier arc branchial. Ces plaques sont recouvertes de dents coniques pointues semblables à celles qui se trouvent sur le prémaxillaire et le dentaire, de telle sorte que le cercle de dents se poursuit sur les arcs branchiaux et les plaques dentées pharyngiennes et entoure les proies.

Les muscles de la tête chez la morue ont été décrits par Saunders et Manton (1951), à l'exception de ceux qui s'insèrent sur les plaques pharyngiennes. Les muscles s'étendent, sur la face ventrale, depuis l'intérieur du point d'origine du dilatateur, de l'adducteur et de l'élévateur de l'opercule sur la crête otique jusqu'aux plaques dorsales. Il y a également un muscle qui part de la partie antérieure de la colonne vertébrale pour s'insérer dans chacune des plaques dorsales. Quatre muscles s'insèrent dans chacune des plaques ventrales: deux muscles viennent du cléithrum, un de l'os hyoïde et un autre relie les deux plaques.

La langue est soutenue par l'os hyoïde qui est lié à la mandibule par le muscle génio-hyoïdien, et au cléithrum par le muscle sterno-cléido-hyoïdien.

Les dents coniques pointues présentes sur le prémaxillaire, le prévomer, le dentaire, les arcs branchiaux et les plaques dentées pharyngiennes (planches 2 à 5) sont caractéristiques de poissons du type gadoïde. La capsule d'énaméloïde contient un pigment jaune (Kerr, 1958; Fink, 1981). Les dents sont constamment remplacées, aussi peut-on voir des dents immatures percer l'épithélium entre les dents matures (planche 2; planche 3, fig. 1). La capsule d'énaméloïde en forme de cône (planche 3, fig. 2) est formée de cristallites à orientation longitudinale, tandis que la surface de la dent en-dessous, qui se compose de dentine moins dure, n'a pas d'orientation définitive et se trouve souvent égratignée (planche 3, fig. 2 et 3).

La pulpe centrale est formée de tissu conjonctif innervé et vascularisé. La pulpe est entourée de dentine vascularisée et, ensuite, d'une couche périphérique de dentine avasculaire (Kohlenberger, 1940). Le bord antérieur (labial) de

closes the teeth hinge backwards to release food into the pharynx (Suyehiro 1942).

Immature teeth consist of pre-enamel and dentine surrounded by an inner and outer dental epithelium (Plate 4, Fig. 1). Sometimes the convoluted epithelial process which connects the developing tooth to the surface epithelium (Kerr 1958) can be seen. Mineralization starts in the enameloid, after which an insoluble, stable dentine collagen matrix is formed (Schaeffer 1977).

Papillae supporting taste buds can be seen around the teeth in Plates 2 and 3. Taste-buds also occur on the lips (Plate 5, Fig. 1), tongue (Plate 5, Fig. 2 and Plate 6, Fig. 1) and the roof of the mouth (Plate 6, Fig. 2). Dark, light and basal cells were observed in the taste bud (Plate 7, Fig. 1) as described by other authors (Kapoor et al. 1975). These cells are served with blood vessels and nerves through dermal papillae that extend through the stratified squamous epithelium that lines the skin surface, buccal cavity and pharynx.

The papillae on the roof of the mouth are farther apart (Plate 7, Fig. 2) than those on the tongue (Plate 7, Fig. 3). The taste buds do not protrude above the surface of the papillae. The taste buds near the teeth, however, are often elevated (Plate 7, Fig. 4), and sometimes the individual cells forming the bud can be seen (Plate 8, Fig. 1 and 2). Sometimes appendages of varying shape protrude from the tips of these cells (Plate 8, Fig. 3), and may correspond to the different light and dark cells of the taste bud (Kapoor et al. 1975; Ezeasor 1982).

The squamous epithelial cells lining the buccal cavity and pharynx have microridges on the surface (Plate 8, Fig. 4). Often mucous cells open at the junctions of these cells. These mucous cells stain intensely using the P.A.S. method (Plate 4, Fig. 2; Plate 6, Fig. 1 and 2).

Under the stratified squamous epithelium is a supporting layer of densely packed connective tissue fibres oriented parallel to the surface (Plate 4, Fig. 1 and 2; Plate 5, Fig. 1 and 2; Plate 6, Fig. 1 and 2). Adjacent to this dense layer is a looser layer of connective tissue, with fewer fibres and more ground substance. Striated muscle occurs peripheral to the connective tissue where jaw muscles are present, such as a levator palatini in the posterior part of the roof of the buccal cavity, and the geniohyoideus anterior to the tongue. The tongue does not contain striated muscle, and is not mobile. The central region consists of P.A.S. positive ground substance (Plate 6, Fig. 1) containing thick bundles of collagen (Plate 5, Fig. 2).

la dent est courbé vers l'arrière, et relié antérieurement à l'os d'attache par une charnière, et postérieurement par un ligament (planche 4, fig. 1 et 2). Lorsque la mâchoire se referme, les dents pivotent vers l'arrière pour faire passer les aliments dans le pharynx (Suyehiro, 1942).

Les dents immatures se composent de pré-émail et de dentine entourés par un épithélium dentaire interne et externe (planche 4, fig. 1). Il arrive parfois que l'on puisse distinguer les prolongements épithéliaux circonvolués qui relient la dent en développement à l'épithélium de surface (Kerr, 1958). La minéralisation débute dans la capsule d'énaméloïde, puis il se forme une matrice collagène de l'ivoire qui est insoluble et stable (Schaeffer, 1977).

Les planches 2 et 3 illustrent les papilles qui soutiennent les bourgeons du goût (bourgeons gustatifs) autour des dents. On trouve aussi des bourgeons du goût sur les lèvres (planche 5, fig. 1), la langue (planche 5, fig. 2 et planche 6, fig. 1) et le plafond buccal (planche 6, fig. 2). On a relevé la présence de cellules foncées, de cellules claires et de cellules basales dans le bourgeon du goût (planche 7, fig. 1) comme l'avaient relevé d'autres auteurs (Kapoor *et al.*, 1975). Ces cellules sont alimentées par des vaisseaux sanguins et des nerfs passant par les papilles dermiques qui traversent l'épithélium pavimenteux stratifié tapissant la surface de la peau, la cavité buccale et le pharynx.

Les papilles qui se trouvent dans le plafond de la bouche sont plus éparses (planche 7, fig. 2) que celles qui se trouvent sur la langue (planche 7, fig. 3). Les bourgeons gustatifs ne font pas saillie à la surface des papilles. Toutefois, les bourgeons localisés à proximité des dents sont souvent élevés (planche 7, fig. 4), et il arrive parfois que l'on puisse observer chacune des cellules du bourgeon (planche 8, fig. 1 et 2). Des appendices de forme diverse font parfois saillie à l'extrémité de ces cellules (planche 8, fig. 3), et peuvent correspondre aux cellules claires et sombres du bourgeon gustatif (Kapoor *et al.*, 1975; Ezeasor, 1982).

Les cellules épithéliales pavimenteuses qui tapissent la cavité buccale et le pharynx portent des microcrêtes à leur surface (planche 8, fig. 4). Il arrive souvent que des cellules muqueuses s'ouvrent à la jonction de ces cellules. Ces cellules muqueuses se colorent intensément au PAS (planche 4, fig. 2; planche 6, fig. 1 et 2).

Sous l'épithélium pavimenteux stratifié se trouve une couche de soutien composée de fibres de tissu conjonctif très tassées et orientées parallèlement à la surface (planche 4, fig. 1 et 2; planche 5, fig. 1 et 2; planche 6, fig. 1 et 2). Adjacente à cette couche dense, se trouve une couche de tissu conjonctif plus lâche, contenant moins de fibres et plus de substance fondamentale. On trouve du muscle strié à la périphérie du tissu conjonctif aux endroits où se trouvent les muscles des mâchoires, comme l'élévateur de l'arc palatin dans la partie postérieure du plafond de la cavité buccale, et le muscle génio-hyoïdien au niveau de la partie antérieure de la langue. La langue n'est pas constituée de muscle strié et elle n'est pas mobile. La région centrale est composée de substance fondamentale positive au PAS (planche 6, fig. 1) et contenant d'épais faisceaux de collagène (planche 5, fig. 2).

Gross Morphology of the Digestive Tract

Plate 9, Fig. 1 shows the gut as it lies in the body cavity. Figure 2 shows the gonads and urinary sinus removed, and the liver displaced, and Fig. 3 shows the gut removed from the body cavity with some mesenteries cut so that it can be better displayed.

The short, wide oesophagus is not well differentiated externally from the curved stomach (Fig. 2). The stomach is intermediate between the siphonal and caecal types described by Grassé (1958). There is a pouch at the elbow joint between the main cardiac portion of the stomach and the distal pyloric portion. The latter narrows to enter the ileum. Posterior to the entrances of the pyloric caeca and bile duct the intestine forms a loop distally, then passes forward and forms a second loop. Just posterior to the second loop the intestine widens to form a rectum, which leads into the cloaca anterior to the point of entrance of the genital and excretory ducts.

The mucosa of the oesophagus, stomach, and intestine exhibits characteristic folds (Fig. 4). The fine, mainly longitudinal folds of the oesophagus change abruptly to coarse folds or rugae in the stomach. The ileum appears to have five or six longitudinal folds or numerous transverse folds, depending on the state of contraction of the muscle coats (Plate 10, Fig. 1 and 2). Several ducts enter from the pyloric caeca to the ileum (Plate 10, Fig. 1), and the bile duct enters posteriorly to these. A single ring of tissue forms a posteriorly oriented valve between the ileum and rectum (Plate 10, Fig. 2).

Oesophagus

The oesophagus is lined by a stratified squamous epithelium containing goblet cells. Peripheral to this is a layer of densely packed connective tissue. The presence of the same surface layers as those found in the buccal cavity indicates that these are adaptations to protect the oesophagus from damage by live prey. The mucus from the goblet cells would probably help to lubricate the wall for easy passage of prey, and the dense connective tissue would strengthen the wall of the oesophagus (Burnstock 1959). Peripheral to the dense connective tissue layer is looser connective tissue, then an inner longitudinal and thicker outer circular layer of striated muscle (Plate 11, Fig. 1).

The basal cells of the stratified epithelium are cuboidal to columnar, and become more flattened as they reach the surface (Plate 11, Fig. 2). Their shape is distorted by the presence of numerous goblet cells, which stain strongly with alcian blue and P.A.S. (Plate 18, Fig. 1). Taste buds are common rostrally (Plate 11, Fig. 3) where the presence of striated muscle would still make food rejection possible (Ezeasor and Stokoe 1980).

The serosa consists of mesothelial cells, and loose connective tissue containing capillaries, small blood vessels and elements of the prominent subserous plexus (Plate 11, Fig. 4).

The surface of the oesophagus has narrow, mainly

Morphologie macroscopique du tube digestif

La figure 1 de la planche 9 illustre le tube digestif en position anatomique dans la cavité abdominale. Dans la figure 2, les gonades et le sinus urinaire ont été enlevés, et le foie déplacé, et la figure 3 montre le tube digestif sorti de la cavité abdominale, avec quelques mésentères sectionnés de telle sorte qu'on puisse mieux le voir.

L'oesophage est un tube large et court qui, extérieurement, est mal différencié de l'estomac en courbe (fig. 2). L'estomac est intermédiaire au type siphonal et au type coecal décrits par Grassé (1958). On distingue un sac au niveau du coude entre la région cardiale de l'estomac et la région pylorique distale. Cette dernière se rétrécit pour pénétrer dans l'iléon. Derrière les orifices des caecums pyloriques et du canal cholédoque, l'intestin décrit une boucle dans sa partie distale, puis passe devant et décrit une deuxième boucle. Juste derrière la deuxième boucle, l'intestin s'élargit pour former un rectum qui débouche dans la partie antérieure du cloaque au point d'entrée du canal génital et du canal excréteur.

La muqueuse de l'oesophage, de l'estomac et de l'intestin présente des replis caractéristiques (fig. 4). Les replis fins, surtout longitudinaux de l'oesophage se transforment brusquement en replis grossiers au niveau de l'estomac. L'iléon semble être constitué de cinq ou six replis longitudinaux ou comprendre de nombreux replis transversaux, selon l'état de contraction des couches de muscles (planche 10, fig. 1 et 2). Plusieurs canaux des caecums pyloriques ouvrent dans l'iléon (planche 10, fig. 1), et le canal cholédoque pénètre en arrière de ceux-ci. Un seul anneau de tissu constitue une valvule orientée postérieurement entre l'iléon et le rectum (planche 10, fig. 2).

Oesophage

L'oesophage est tapissé par un épithélium pavimenteux stratifié contenant des cellules caliciformes. En périphérie se trouve une couche de tissu conjonctif dense. La présence des mêmes couches superficielles que celles de la cavité buccale indique qu'il s'agit d'adaptations destinées à empêcher l'oesophage d'être endommagé par des proies vivantes. Il semble que le mucus des cellules caliciformes aiderait à lubrifier les parois pour faciliter la déglutition des proies, et que le tissu conjonctif dense renforcerait les parois de l'oesophage (Burnstock, 1959). En périphérie de la couche de tissu conjonctif dense se trouve du tissu conjonctif plus lâche, puis une couche interne longitudinale et une couche externe circulaire plus épaisse de muscles striés (planche 11, fig. 1).

Les cellules basales de l'épithélium stratifié peuvent avoir une forme variant de l'aspect cubique à l'aspect cylindrique, et les cellules proches de la surface sont plus aplaties (planche 11, fig. 2). Leur forme est altérée par la présence d'un grand nombre de cellules caliciformes qui sont fortement colorées au bleu alcian et au PAS (planche 18, fig. 1). On trouve en général des bourgeons gustatifs dans la partie rostrale (planche 11, fig. 3) où la présence de muscles striés permettrait encore la régurgitation des aliments (Ezeasor et Stokoe, 1980).

La séreuse est constituée de cellules mésothéliales, et de tissu conjonctif lâche contenant des capillaires, de petits

longitudinal folds, lined by typical squamous epithelial cells (Plate 12, Fig. 1). At the junctions of the epithelial cells are the openings of mucous cells (Plate 12, Fig. 2). The epithelial cells have microridges on the surface (Plate 12, Fig. 3) which may protect the surface from trauma from ingested materials and retain mucus to lubricate the tube for the passage of food (Ezeasor and Stokoe 1980). The epithelial surface is often covered with small protrusions (Plate 12, Fig. 4), which were also seen in the buccal cavity and pharynx.

On the anterior part of the oesophageal surface can be seen the tips of taste buds, sometimes protruding above the epithelial surface, sometimes just below it (Plate 12, Fig. 5).

The cells of the stratified epithelium are attached to each other by convoluted plasmalemmas and many desmosomes (Plate 13, Fig. 1). The cytoplasmic organelles deteriorate as the cells reach the surface (Hirji 1983). The goblet cells discharge their contents through small openings. They have a basal nucleus surrounded by rough endoplasmic reticulum, and a supra-nuclear Golgi apparatus.

The outer surfaces of the microridges are surrounded by a glycocalyx (Plate 13, Fig. 2). Presumably it is this which gives the appearance of small projections in scanning electron micrographs, since microvilli are not present.

The basement membrane (Plate 14, Fig. 1) is quite thick. The basal epithelial cells contain bundles of intracytoplasmic filaments. Mononuclear wandering cells are common. Peripheral to the basement membrane are the fibroblasts and densely packed layers of collagen fibrils of the stratum compactum (Plate 14, Fig. 2). The submucosal plexus (Plate 15), as well as the subserosal plexus, is prominent. It contains myelinated as well as unmyelinated nerves, surrounded by Schwann cells.

Stomach

There is quite an abrupt change from the structure of the oesophagus to that of the stomach (Plate 16, Fig. 1 and 2; Plate 18, Fig. 1). The stratified squamous epithelium of the oesophagus is replaced in the stomach by tall columnar epithelial cells, and compound glands are present. Meister et al. (1983) refer to the region with a columnar epithelium but no glands as the "microvillous oesophagus". It would seem to be an arbitrary decision whether this region should be considered as oesophagus or stomach. The "transition oesophagus" described by these authors with apical columnar epithelium on the top of the folds and stratified mucous epithelium in the crypts was not found in this study. Nematodes were often found in the stomach, and some are shown attached to the stomach lining in Plate 16, Fig. 2. The muscularis mucosae is composed mainly of a few longitudinal fibres (Plate 17, Fig. 1), and becomes well defined

vaisseaux sanguins et des éléments de l'important plexus sous-séreux (planche 11, fig. 4).

La surface de l'oesophage comporte des replis étroits, surtout longitudinaux, tapissés par des cellules épithéliales pavimenteuses caractéristiques (planche 12, fig. 1). Les orifices des cellules muqueuses se trouvent au point de jonction des cellules épithéliales (planche 12, fig. 2). À la surface des cellules épithéliales, on observe des microcrêtes (planche 12, fig. 3) qui peuvent protéger la surface contre des traumatismes causés par les substances ingérées et retenir le mucus afin de lubrifier le tube pour permettre le passage des aliments (Ezeasor et Stokoe, 1980). La surface épithéliale est souvent couverte de petites saillies (planche 12, fig. 4) que l'on a déjà pu observer dans la cavité buccale et le pharynx.

Dans la partie antérieure de la surface de l'oesophage on peut distinguer l'extrémité de bourgeons du goût, parfois au-dessus de la surface épithéliale, parfois juste en dessous (planche 12, fig. 5).

Les cellules de l'épithélium stratifié sont liées les une aux autres par des plasmalemmes circonvolués et de nombreux desmosomes (planche 13, fig. 1). Les organites cytoplasmiques s'altèrent à mesure que les cellules atteignent la surface (Hirji, 1983). Les cellules caliciformes déversent leur contenu par de petits orifices. Leur noyau, situé à la base, est entouré de réticulum endoplasmique rugueux, et d'un appareil de Golgi sus-nucléaire.

Les surfaces externes des microcrêtes sont entourées de glycocalyx (planche 13, fig. 2). Ce sont sans doute ces crêtes qui donnent l'apparence de petites projections sur les photographies en microscopie électronique puisqu'il n'y a pas de microvillosités.

La membrane basale (planche 14, fig. 1) est assez épaisse. Les cellules épithéliales basales contiennent des faisceaux de filaments intracytoplasmiques. Il est fréquent d'observer des cellules mononucléaires migratrices. À la périphérie de la membrane basale se trouvent des fibroblastes et des couches denses de fibrilles de collagène de la couche compacte (planche 14, fig. 2). Le plexus sous-muqueux (planche 15), de même que le plexus sous-séreux, est important. Il contient des nerfs myélinisés et des nerfs non myélinisés, entourés de cellules de Schwann.

Estomac

On observe un changement brusque entre la structure de l'oesophage et celle de l'estomac (planche 16, fig. 1 et 2; planche 18, fig. 1). L'épithélium pavimenteux stratifié de l'oesophage est remplacé dans l'estomac par des cellules épithéliales cylindriques hautes, et on note la présence de glandes composées. Meister *et al.* (1983) ont désigné par le terme «oesophage à microvillasités» la zone à épithélium cylindrique aglon du laire. La décision de considérer cette région comme faisant partie de l'estomac ou de l'oesophage semble arbitraire. Ces auteurs ont aussi décrit un «oesophage de transition» à épithélium cylindrique apical, à la partie supérieure des replis, et à épithélium stratifié à mucus, dans les cryptes, qui n'a pas été décelé au cours de la présente étude. On trouve souvent des nématodes dans l'estomac, dont certains sont fixés à la muqueuse stomacale comme on peut le voir à la figure 2 de la planche 16. La musculaire muqueuse est principalement formée de quelques fibres longitudinales (planche 17, fig. 1), et n'est bien

only in the pyloric part of the stomach. The circular striated muscle layer of the oesophagus is replaced by a circular smooth muscle layer in the stomach, and the inner longitudinal striated muscle of the oesophagus disappears in the stomach, where an outer longitudinal muscle layer appears.

There are no goblet cells in the stomach. The alcian blue and P.A.S. techniques stain the free border of the columnar epithelial cells, and the region between the border and the nucleus (Plate 18, Fig. 1 and 3). The nuclei are situated basally (Plate 17, Fig. 2). The cells of the compound tubular glands are of one type only, with acidophilic granules (Plate 18, Fig. 2). These cells presumably perform the functions of both the chief and oxyntic cells in mammals (Reifel and Travill 1978), and have been called "oxyntopeptic" cells (Mattisson and Holstein 1980). In addition, the stomach and intestine of cod have been shown to have chitinase and chitobiase activity (Lindsay and Gooday 1985; Danulat and Kausch 1984). Chitinase disrupts the chitinous envelope of crustacean prey, and is abundant in fish such as gadoids which ingest their food whole (Lindsay 1984). The change from lining epithelial to secretory cells at the mouth of the glands is gradual, and there are no mucous neck cells as in higher vertebrates (Plate 18, Fig. 2). In the cardiac and pyloric parts of the stomach the P.A.S. staining becomes less intense in this neck region and the epithelial cells become shorter (Plate 18, Fig. 3). The compound tubular glands of the cardiac part of the stomach are P.A.S. negative. The fundic part of the stomach was found to be identical to the cardiac part, except that the gastric glands are reduced in length (Yong 1967).

Microsporidian cysts were found between the bases of the compound tubular glands in one specimen (Plate 17, Fig. 3). There are well-developed elements of Auerbach's plexus between the circular and longitudinal muscle layers (Plate 17, Fig. 4).

Secondary folds can be seen on the surface of the cardiac stomach using scanning electron microscopy (Plate 19, Fig. 1). The openings of the compound glands form circular pits on the surface (Plate 19, Fig. 1-3). The surfaces of the columnar epithelial cells can be distinguished. The microvilli on the epithelial cells are not closely packed (Plate 19, Fig. 4), possibly, as in trout, to allow space at the surface for mucous secretion (Ezeasor and Stokoe 1980).

The microvilli are short and irregular in outline (Plate 20, Fig. 1), and lack central filaments (Plate 20, Fig. 2). When a central core of filaments is present, as in the microvilli of the intestine, it apparently contributes to structural stability and a more orderly arrangement of microvilli results (Bloom and Fawcett 1975). Mucous granules are often seen close to the free border of the cell where microvilli are absent. The epithelial cells are connected apically by a typical junctional complex, and the cell membranes interdigitate to form convoluted folds below this complex. Between the mucous granules are many mitochondria and intracytoplasmic filaments. Above the nucleus is the Golgi apparatus (Plate 21) with associated immat-

définie que dans la région pylorique de l'estomac. La couche circulaire de muscles striés de l'oesophage est remplacée dans l'estomac par une couche circulaire de muscles lisses; la couche longitudinale interne de muscles striés de l'oesophage disparaît au niveau de l'estomac et fait place à une couche longitudinale externe.

L'estomac est dépourvu de cellules caliciformes. Le bleu alcian et la méthode au PAS colorent le bord libre des cellules épithéliales cylindriques, et la région située entre le bord et le noyau (planche 18, fig. 1 et 3). Les noyaux se trouvent à la base des cellules (planche 17, fig. 2). Les glandes tubuleuses composées sont constituées d'un seul type de cellules et contiennent des granulations acidophiles (planche 18, fig. 2). Il est probable que ces cellules assument les mêmes fonctions que les cellules principales et les cellules bordantes chez les mammifères (Reifel et Travill, 1978), et on les a appelées «cellules oxyntopeptiques» (Mattisson et Holstein, 1980). On a aussi constaté que l'estomac et l'intestin de la morue sécrètent de la chitinase et de la chitobiase (Lindsay et Gooday, 1985; Danulat et Kausch, 1984). La chitinase rompt l'enveloppe chitineuse des proies de type crustacés, et elle est abondante chez les poissons comme les gadidés qui avalent leurs aliments entiers (Lindsay, 1984). Le passage des cellules épithéliales de revêtement aux cellules sécrétrices à l'entrée des glandes est progressif, et il n'y a pas de cellules muqueuses du collet comme chez les vertébrés supérieurs (planche 18, fig. 2). Dans les régions cardiale et pylorique de l'estomac, la coloration au PAS est moins intense que dans la région du col, et les cellules épithéliales sont plus courtes (planche 18, fig. 3). Les glandes tubuleuses composées de la région cardiale de l'estomac présentent une réaction négative au PAS. La région fundique est identique à la région cardiale, sauf que les glandes gastriques y sont moins longues (Yong, 1967).

Chez un spécimen, on a observé des kystes de microsporidies entre les bases des glandes tubuleuses composées (planche 17, fig. 3). On trouve des éléments bien développés du plexus d'Auerbach entre les couches circulaire et longitudinale de muscles (planche 17, fig. 4).

Un examen au microscope électronique à balayage permet d'observer des replis secondaires à la surface de la région cardiale de l'estomac (planche 19, fig. 1). Les orifices des glandes composées forment des dépressions circulaires à la surface (planche 19, fig. 1–3). Il est possible de distinguer la surface des cellules épithéliales cylindriques. Les microvillosités sur les cellules épithéliales ne sont pas très serrées (planche 19, fig. 4), peut-être pour permettre, comme chez la truite, la sécrétion de mucus à la surface (Ezeasor et Stokoe, 1980).

Les microvillosités sont courtes et de contour irrégulier (planche 20, fig. 1), et sont dépourvues de filaments centraux (planche 20, fig. 2). Lorsqu'il y a un noyau de filaments, comme dans le cas des microvillosités intestinales, il semble que celui-ci contribue à la stabilité de la structure, ce qui se traduit par une disposition plus ordonnée des microvillosités (Bloom et Fawcett, 1975). On observe souvent des grains de mucus à proximité du bord libre de la cellule, à l'endroit où il n'y a pas de microvillosités. Les cellules épithéliales sont liées au niveau de l'apex par un complexe de jonction caractéristique, et les membranes cellulaires s'emboîtent pour former des replis circonvolués au-dessous de ce complexe. On trouve de nombreuses mitochondries et des

ure mucous granules and lysosomes. Rough endoplasmic reticulum surrounds the nucleus. The plasmalemma is very convoluted, and bundles of microfilaments can be seen in the cytoplasm. The basal plasmalemma and basement membrane are extensively invaginated (Plate 22), and sometimes mononuclear wandering cells occur between the epithelial cells. Peripheral to the epithelium are fibroblasts and collagen.

The neck cells have the same ultrastructural features as the columnar epithelial cells, but become shorter as they reach the glands (Plate 23).

The glandular cells have basal nuclei, and a paranuclear Golgi apparatus (Plate 24). Mitochondria and rough endoplasmic reticulum are mainly situated basally. There are free ribosomes throughout the cytoplasm (Plate 25, Fig. 1). The basement membrane is relatively thin and not indented. The plasmalemmas of adjoining cells are very convoluted near the base. The apical cytoplasm is filled with irregular expanded electron-lucent sacs. These may be equivalent to the canaliculi of the mammalian oxyntic cells, which secrete hydrochloric acid. Spherical secretory granules are also found in the apical cytoplasm. They are morphologically similar to the zymogen granules which secrete pepsinogen in mammals (Noaillac-Depeyre and Gas 1978). The cells open into a central canaliculus whose contents are often of a similar density to the secretory granules. The apical microvilli are short, wide, and irregular in shape. Like those of the columnar epithelial cells they lack core filaments (Plate 25, Fig. 2). Microfilaments are present in the apical cytoplasm. There are apical junctional complexes between the cells, and several demosomes occur along the adjoining plasmalemmas peripheral to these junctions.

Endocrine cells similar to the argentaffin cells of mammals are sometimes present in the glands (Plate 26, Fig. 1). Some authors have classified these cells into several types (Ezeasor 1981).

The muscularis mucosae consists of an irregular arrangement of smooth muscle cells (Plate 26, Fig. 2). At the pyloric end of the stomach (Plate 27, Fig. 1) the muscularis mucosae becomes well developed to form a pyloric sphincter. The compound tubular glands gradually reduce in size towards the sphincter, and are finally lost, as is common in other fish (Reifel and Travill 1978). However, the epithelial folds become deeper, forming tubules which branch, giving a glandular appearance. The cells in these tubules do not contain granules like the compound gland cells; they stain with alcian blue and P.A.S. (Plate 18, Fig. 3), although less intensely than the surface epitnelial cells, whose border and supranuclear cytoplasm stain very deeply.

Droplets, presumably mucus, can be seen in the entrances of these tubules using scanning electron microscopy (Plate 27, Fig. 2). The microvilli on the epithelial cells are longer and thinner (Plate 27, Fig. 3; Plate 28) than those on the cardiac stomach. As in the cardiac stomach, mucous droplets are present in the apical cytoplasm, and some can be seen discharging at the epithelial surface. Many mitochondria and a few

filaments intracytoplasmiques entre les grains de mucus. Au-dessus du noyau se trouve l'appareil de Golgi (planche 21) avec ses grains de mucus et ses lysosomes immatures. Le noyau est entouré de réticulum endoplasmique rugueux. Le plasmalemme est très circonvolué, et le cytoplasme contient des faisceaux de microfilaments. Le plasmalemme basal et la membrane basale sont très invaginés (planche 22), et l'on distingue parfois des cellules mononucléaires migratrices entre les cellules épithéliales. À la périphérie de l'épithélium se trouvent des fibroblastes et du collagène.

Les cellules du collet possèdent les mêmes caractères ultrastructuraux que ceux des cellules épithéliales cylindriques, mais elles raccourcissent à mesure qu'elles s'approchent des glandes (planche 23).

Les cellulaires glandulaires ont un noyau situé à la base et un appareil de Golgi paranucléaire (planche 24). Les mitochondries et le réticulum endoplasmique rugueux se trouvent surtout à la base. Des ribosomes libres sont éparpillés dans le cytoplasme (planche 25, fig. 1). La membrane basale est relativement mince et non dentelée. Le plasmalemme des cellules voisines est très circonvolué près de la base. Le cytoplasme situé dans la région apicale est rempli de sacs irréguliers dilatés transparents aux électrons. Ces sacs peuvent être équivalents aux canalicules des cellules bordantes qui sécrètent de l'acide chlorhydrique chez les mammifères. Dans le cytoplasme apical, on voit aussi des grains de sécrétion sphériques. Ils sont morphologiquement semblables aux grains de zymogène qui sécrètent du pepsinogène chez les mammifères (Noaillac-Depeyre et Gas, 1978). Les cellules s'ouvrent dans un canalicule central dont le contenu a souvent la même densité que les grains de sécrétion. Les microvillosités apicales sont courtes, larges et irrégulières. Tout comme celles des cellules épithéliales cylindriques, elles sont dépourvues de filaments centraux (planche 25, fig. 2). On observe des microfilaments dans le cytoplasme apical. Des complexes de jonction apicaux se trouvent entre les cellules, et plusieurs desmosomes sont situés le long des plasmalemmes voisins situés à la périphérie de ces jonctions.

Des cellules endocrines semblables aux cellules argentaffines des mammifères existent parfois dans les glandes (planche 26, fig. 1). Ces cellules ont été classées en plusieurs types par certains auteurs (Ezeasor, 1981).

La musculaire muqueuse est composée de cellules musculaires lisses disposées de façon irrégulière (planche 26, fig. 2). À l'extrémité de la région pylorique de l'estomac (planche 27, fig. 1), la musculaire muqueuse est bien développée et forme un sphincter pylorique. La taille des glandes tubuleuses composées diminue progressivement à mesure qu'elles s'approchent du sphincter, et elles finissent par disparaître, comme cela est fréquent chez d'autres poissons (Reifel et Travill, 1978). Les replis épithéliaux deviennent toutefois plus profonds et forment des tubules qui se ramifient, ce qui leur donne une apparence glandulaire. Les cellules de ces tubules ne contiennent pas de granules comme c'est le cas dans les cellules des glandes composées; elles se colorent au bleu alcian et au PAS (planche 18, fig. 3), mais de façon moins intense que les cellules épithéliales de surface, ont le bord et le cytoplasme sus-nucléaire se colorent très intensément.

Un examen au microscope électronique à balayage a permis d'observer des gouttelettes, sans doute constituées de

multivesicular bodies are present. There are fewer intracytoplasmic filaments than in the cardiac stomach. Wandering cells such as lymphocytes and macrophages are often present between the epithelial cells.

The cells in the tubules have the same organelles as the surface epithelial cells, but are shorter (Plate 29). Among the cells at the bases of the tubules, endocrine cells can often be seen (Plate 30, Fig. 1). The basement membrane is smooth, but adjoining plasmalemmas of the tubular cells are convoluted. Fibroblasts and collagen are present in the connective tissue adjacent to the tubules, and elements of the subepithelial plexus are often present between the fibroblasts (Plate 30, Fig. 2).

Intestine

The epithelium of the pyloric stomach changes quite abruptly to that of the intestine in the region where the pyloric caeca open (Plate 31, Fig. 1). The intestine is lined by simple columnar cells with basal nuclei and a brush border (Plate 31, Fig. 2) and goblet cells which stain with alcian blue and P.A.S. (Plate 32, Fig. 1). Glands open into the intestinal cavity at intervals (Thesen 1890). The cells are more rounded and the goblet cells are smaller in the fundus of the glands (Plate 31, Fig. 3). The columnar cells farthest away from the gland openings seem to be effete, and the goblet cells have lost most of their mucous content (Plate 32, Fig. 1). The glands do not appear to have different cell types from the surface epithelium, and are probably the source of renewal for the columnar and goblet cells at the surface (Al-Hussaini 1949).

Rodlet cells (Morrison and Odense 1978) are found in the lining epithelium and in the glands (Plate 31, Fig. 4). They have a basal nucleus, and eosinophilic rodlets which run from the nucleus to the apex of the cell.

A loose connective tissue layer is present peripheral to the glands (Plate 31, Fig. 2). No muscularis mucosae is present. There are two smooth muscle layers, a thick inner circular layer and a thinner outer longitudinal layer.

The mucosal surface is arranged in folds (Plate 33, Fig. 1). Presumably the glands open into the crevices between these folds. The epithelial cell surfaces can be distinguished (Plate 33, Fig. 2). Small depressions probably indicate the openings of mucous cells which have released mucus. Blobs of mucus can also be seen, probably at the entrance of actively secreting cells (Caceci 1984). The epithelial cell surfaces are covered by closely packed microvilli (Plate 33, Fig. 3).

There are filaments in the cores of the microvilli which extend into the apical cytoplasm as the terminal

mucus, à l'entrée de ces tubules (planche 27, fig. 2). Les microvillosités des cellules épithéliales sont plus longues et plus minces (planche 27, fig. 3; planche 28) que celles de la région cardiale de l'estomac. Tout comme dans cette dernière, des gouttelettes de mucus se trouvent dans le cytoplasme apical, et ou peut en voir quelques-unes qui s'ouvrent à la surface épithéliale. On trouve de nombreuses mitochondries et quelques corps plurivésiculaires. Il y a moins de filaments intracytoplasmiques que dans la région cardiale de l'estomac. On trouve souvent des cellules migratrices comme des lymphocytes et des macrophages entre les cellules épithéliales.

Les cellules des tubules possèdent les mêmes organites que les cellules épithéliales de surface, mais elles sont plus courtes (planche 29). Parmi les cellules qui se trouvent à la base des tubules, on peut souvent observer des cellules endocrines (planche 30, fig. 1). La membrane basale est lisse, mais les plasmalemmes adjacents des cellules tubuleuses sont circonvolués. Des fibroblastes et du collagène se trouvent dans le tissu conjonctif voisin des tubules, et on observe souvent des éléments du plexus sous-épithélial entre les fibroblastes (planche 30, fig. 2).

Intestin

L'épithélium de la région pylorique de l'estomac se modifie assez brusquement pour passer à de l'épithélium intestinal dans la région où s'ouvrent les caecums pyloriques (planche 31, fig. 1). L'intestin est tapissé de cellules cylindriques simples à bordure en brosse, dont le noyau est situé à la base (planche 31, fig. 2) et de cellules caliciformes qui se colorent au bleu alcian et au PAS (planche 32, fig. 1). Les glandes s'ouvrent dans la cavité intestinale, à intervalles (Thesen, 1890). Les cellules sont plus arrondies et les cellules caliciformes sont plus petites au fond des glandes (planche 31, fig. 3). Les cellules cylindriques les plus éloignées de l'orifice de la glande semblent être sénescentes, et les cellules caliciformes ont perdu presque tout leur contenu muqueux (planche 32, fig. 1). Les glandes ne semblent pas posséder de types de cellules différents de ceux de l'épithélium de surface, et elles sont probablement à l'origine du renouvellement des cellules cylindriques et des cellules caliciformes à la surface (Al-Hussaini, 1949).

Des cellules en bâtonnets (Morrison et Odense, 1978) se trouvent dans l'épithélium de revêtement et dans les glandes (planche 31, fig. 4). Leur noyau est situé à la base, et on peut voir des bâtonnets éosinophiles qui s'étrient depuis le noyau jusqu'à l'apex de la cellule.

Une couche de tissu conjonctif lâche se trouve à la périphérie des glandes (planche 31, fig. 2). Il n'y a pas de musculaire muqueuse. On distingue deux couches musculaires lisses, une couche circulaire interne épaisse et une couche longitudinale externe plus mince.

La surface muqueuse est disposée en replis (planche 33, fig. 1). Les glandes s'ouvrent probablement dans les cryptes délimitées par ces replis. On peut distinguer la surface des cellules épithéliales (planche 33, fig. 2). Les petites dépressions indiquent sans doute l'orifice de cellules muqueuses qui ont libéré leur mucus. On peut aussi voir des gouttes de mucus, sans doute à l'entrée de cellules sécrétrices actives (Caceci, 1984). La surface des cellules épithéliales est recouverte de microvillosités très serrées (planche 33, fig. 3).

web (Plate 34, Fig. 1). Apical pits where endocytosis may be occurring are sometimes present. These cells are attached by junctional complexes (Plate 34, Fig. 2) similar to those of mammals (Lentz 1971), consisting of a zonula occludens (tight junction), zonula adherens (intermediate junction) and macula adherens (desmosome). Elements of smooth endoplasmic reticulum, which sometimes contain osmiophilic bodies, can be seen below the terminal web. Multivesicular bodies, small membrane-bound particles which are probably chylomicrons (Ezeasor and Stokoe 1981), and mitochondria are also present in this region. Occasionally epithelial cells contain larger, electron dense, spherical to ovoid membrane-bound bodies (Plate 34, Fig. 2). In cross-section the desmosomes joining the cells are clearly shown (Plate 35, Fig. 1). The Golgi apparatus is supranuclear. Lamellar structure are often seen (Plate 35, Fig. 1 and 2) which sometimes contain chylomicrons as described in other fish (Ezeasor and Stokoe 1981). Chylomicrons are also often seen between adjacent cells. The presence of these chylomicrons, which consist of lipoprotein, indicates that these cells are the site of active lipid absorption. Lipid droplets are also seen in the crypts of the glands (Plate 36, Fig. 1).

The goblet cells have a supranuclear Golgi apparatus, and a basal nucleus surrounded by rough endoplasmic reticulum and mitochondria (Plate 36, Fig. 1). Rodlet cells, as already demonstrated using light microscopy, occur among the epithelial cells. They have a basal nucleus, rodlets each surrounded basally by a membrane-bound vesicle, and a fibrous capsule (Plate 36, Fig. 2). Apically mitochondria can be recognized.

The connective tissue adjacent to the epithelium consists of layers of fibroblasts and collagen (Plate 37). Bundles of unmyelinated nerve fibres are present, but cannot be equated with the enteric (Meisner's) plexus of mammals because no cell bodies are found (Krementz and Chapman 1975).

Between the circular and longitudinal smooth muscle layers are elements of Auerbach's plexus (Plate 38). The nerves are unmyelinated, and neurofilaments and dense-cored vesicles are common.

Pyloric Caeca

The same layers are present as in the intestine (Plate 39, Fig. 1). Pancreatic tissue is present between the caeca. The goblet cells are not as numerous as in the intestine (Plate 39, Fig. 2; Plate 32, Fig. 2) although they have a similar distribution of non-secreting, secreting and depleted cells, and similar staining characteristics with alcian blue and P.A.S. The connective tissue layer between the glands and muscularis is thin (Plate 39, Fig. 3). Often plerocercoids are present in the lumen of the pyloric caeca, frequently with the anterior end embedded in the mucosa (Plate 39, Fig. 4).

Des filaments contenus dans le corps des microvillosités s'étendent dans le cytoplasme apical sous forme de plateau terminal (planche 34, fig. 1). On observe parfois des dépressions apicales dans lesquelles peut se produire une endocytose. Ces cellules sont liées par des complexes de jonction (planche 34, fig. 2) semblables à ceux des mammifères (Lentz, 1971), et constitués d'une zonula occludens (jonction serrée), d'une zonula adherens (jonction intermédiaire) et d'une macula adherens (desmosome). Sous le plateau terminal, on peut voir des éléments de réticulum endoplasmique lisse qui contiennent parfois des corps osmiophiles. On trouve également dans cette région des corps plurivésiculaires, de petites particules fixées à la membrane, qui sont probablement des chylomicrons (Ezeasor et Stokoe, 1981), et des mitochondries. Les cellules épithéliales contiennent parfois des corps plus gros, opaques aux électrons, de forme sphérique à ovoïde, liés à la membrane (planche 34, fig. 2). En coupe transversale, les desmosomes joignant les cellules sont bien visibles (planche 35, fig. 1). L'appareil de Golgi est situé dans la région sus-nucléaire. On observe souvent des structures lamellaires (planche 35, fig. 1 et 2) qui contiennent parfois des chylomicrons comme c'est le cas chez d'autres poissons (Ezeasor et Stokoe, 1981). Des chylomicrons se retrouvent aussi souvent entre les cellules voisines. La présence de ces chylomicrons, constitués de lipoprotéines, indique que ces cellules sont le siège d'une absorption active de lipides. On peut également voir des gouttelettes de lipide dans les cryptes des glandes (planche 36, fig. 1).

Les cellules caliciformes présentent un appareil de Golgi sus-nucléaire, et un noyau basal entouré de réticulum endoplasmique rugueux et de mitochondries (planche 36, fig. 1). Comme on l'a déjà démontré en microscopie optique, les cellules en bâtonnets se trouvent entre les cellules épithéliales. Elles ont un noyau basal, des bâtonnets dont chacun est entouré à la base par une vésicule liée à la membrane, et une capsule fibreuse (planche 36, fig. 2). On peut voir au pôle apical des mitochondries.

Le tissu conjonctif adjacent à l'épithélium est composé de couches de fibroblastes et de collagène (planche 37). Des faisceaux de fibres nerveuses non myélinisées sont présents mais on ne peut pas les faire correspondre au plexus entérique (Meisner) des mammifères faute de corps cellulaires (Krementz et Chapman, 1975).

Des éléments du plexus d'Auerbach se trouvent entre les couches circulaire et longitudinale de muscles lisses (planche 38). Les nerfs ne sont pas myélinisés, et la présence de neurofilaments et de vésicules à noyau dense est courante.

Caecums pyloriques

Les caecums pyloriques comprennent les mêmes couches que l'intestin (planche 39, fig. 1). On trouve du tissu pancréatique entre les caecums. Les cellules caliciformes ne sont pas aussi nombreuses que dans l'intestin (planche 39, fig. 2; planche 32, fig. 2) bien qu'elles aient la même distribution que les cellules non sécrétrices, les cellules sécrétrices et les cellules vides, et qu'elles présentent les mêmes caractéristiques de coloration au bleu alcian et au PAS. La couche de tissu conjonctif située entre les glandes et la musculaire est mince (planche 39, fig. 3). On trouve souvent des larves plérocercoïdes dans la lumière des caecums pylo-

The mucosa is folded longitudinally (Plate 40, Fig. 1), which would allow food to come in and out more easily (Ezeasor and Stokoe 1980). Smaller, more reticulate folds occur on these main folds (Plate 40, Fig. 2). The outline of the epithelial cells and the openings of goblet cells can be seen (Plate 40, Fig. 3). The epithelial cells are covered with microvilli (Plate 40, Fig. 4). The ultrastructural features of the microvilli and terminal web area are similar to those of the intestine (Plate 41, Fig. 1 and 2). Mononuclear wandering cells are common. As in the intestine, cells containing large, round to ovoid electron-dense droplets were occasionally seen (Plate 41, Fig. 1).

One specimen, which had been fed for 3–4 months on mackerel in our tanks showed extensive accumulation of lipid in the epithelial cells (Plates 41–43). Small lipid droplets appear to coalesce onto larger ones (Plate 41, Fig. 2). As found in the intestine, chylomicrons occur between the cells and in the lamellar structures (Plate 42, Fig. 1 and 2). Dense bodies composed of chylomicrons, and less dense lipid droplets are common near the Golgi apparatus (Plate 42, Fig. 2). Chylomicrons also occur in the thick basement membrane (Plate 43), presumably crossing to the lamina propria and the lymphatic vessels (Sire et al. 1981).

The cells in the glands have no special organelles (Plate 44). Goblet cells are present, a few with more densely staining granules. Rodlet cells are also common. Actively dividing cells were sometimes seen (Plate 45). This tissue (as well as the intestine shown in this study) is from a cod fixed for electon microscopy soon after capture in the wild. It contains only a few lipid droplets in the epithelial cells. Lamellar structures can be seen, but there are few chylomicrons. Since both the specimen above with extensive accumulation of fat in its epithelial cells, and this specimen with little fat, had been fixed about the same time of year (March and April respectively), the high fat content seen in Plates 41–43 is presumably due to high fat content in the mackerel diet. This condition could also occur in the wild, since mackerel is sometimes a common prey of cod.

The connective tissue between the glands and muscle layers consists mainly of fibroblasts and collagen (Plate 46). Occasionally bundles of nerve fibres, capillaries or small blood vessels and mononuclear wandering cells are seen.

The muscle layers consist of typical smooth muscle cells containing myofilaments and dense bodies (Plates 47 and 48). The central nucleus is surrounded by mitochondria and endoplasmic reticulum. There are pinocytotic vesicles at the plasmalemma. A thin layer of collagen separates the cells. The serosa consists of a thin layer of collagen and a simple squamous epithelium, or mesothelium. (Plate 48). There are pinocytotic vesicles on the outer and inner surface of the squamous cell.

riques, leur extrémité antérieure étant fréquemment engagée dans la muqueuse (planche 39, fig. 4).

La muqueuse porte des replis longitudinaux (planche 40, fig. 1), qui permettent aux aliments de circuler plus facilement (Ezeasor et Stokoe, 1980). Les replis principaux portent des plis plus petits et plus réticulés (planche 40, fig. 2). On peut distinguer le contour des cellules épithéliales et l'orifice des cellules caliciformes (planche 40, fig. 3). Les cellules épithéliales sont couvertes de microvillosités (planche 40, fig. 4). Les éléments ultrastructuraux des microvillosités et de la région du plateau terminal sont semblables à ceux de l'intestin (planche 41, fig. 1 et 2). Il est fréquent de trouver des cellules mononucléaires migratrices. Comme dans l'intestin, on observe occasionnellement des cellules contenant de grosses gouttelettes de forme ronde à ovoïde opaques aux électrons (planche 41, fig. 1).

Les cellules épithéliales de l'un de nos spécimens, qui avait été nourri de maquereaux pendant 3 à 4 mois, présentaient une accumulation importante de lipides (planches 41 à 43). Il semble que de petites gouttelettes de lipide fusionnent en gouttelettes plus grosses (planche 41, fig. 2). Comme dans l'intestin, on trouve des chylomicrons entre les cellules et dans les structures lamellaires (planche 42, fig. 1 et 2). Il est fréquent de trouver des corps denses composés de chylomicrons, et desgouttelettes de lipide moins denses à proximité de l'appareil de Golgi (planche 42, fig. 2). On trouve également des chylomicrons dans la membrane basale épaisse (planche 43), qui passent probablement vers le chorion et les vaisseaux lymphatiques (Sire *et al.*, 1981).

Les cellules des glandes n'ont pas d'organites spéciaux (planche 44). Quelques-unes des cellules caliciformes présentes contiennent des grains à coloration plus dense. Il est aussi courant de trouver des cellules à bâtonnets. Il arrive parfois que l'on puisse observer des cellules en division (planche 45). Le tissu que nous étudions (de même que celui de l'intestin utilisé dans la présente étude) provient d'une morue préparée en vue de la microscopie électronique peu de temps après sa capture. Les cellules épithéliales de ce tissu ne contiennent que quelques gouttelettes de lipide. On peut voir des structures lamellaires mais il y a peu de chylomicrons. Étant donné que le spécimen, évoqué plus haut, qui présentait une forte accumulation de graisses dans ses cellules épithéliales, et ce spécimen, qui en contient peu, ont été fixés à peu près au même moment de l'année (respectivement, mars et avril), la teneur élevée en graisses observée dans les figures des planches 41 à 43 est probablement attribuable à une teneur élevée en graisses des maquereaux. Cette situation pourrait se produire dans la nature étant donné que le maquereau est parfois une proie courante de la morue.

Le tissu conjonctif entre les glandes et les couches de muscles se compose surtout de fibroblastes et de collagène (planche 46). Il arrive parfois que l'on puisse observer des faisceaux de fibres nerveuses, de capillaires ou de petits vaisseaux sanguins et des cellules mononucléaires migratrices.

Les couches musculaires sont constituées de cellules musculaires lisses caractéristiques contenant des myofilaments et des corps denses (planches 47 et 48). Le noyau central est entouré de mitochondries et de réticulum endoplasmique. Au niveau du plasmalemme, on trouve des vésicules de pinocytose. Les cellules sont séparées par une mince couche

Elements of Auerbach's plexus can be seen in the layer of connective tissue between the circular and longitudinal muscle layers (Plate 49).

Ileorectal Valve

The normal epithelial and glandular layers of the intestine and rectum cover this valve (Plate 50, Fig. 1) except at the apex, where only columnar epithelial cells are present. It's musculature is derived mainly from the circular muscle layer of the ileum and rectum, although a process of the longitudinal muscle layer passes into the centre of it.

Rectum

The rectum (Plate 50, Fig. 2) is similar to the intestine. It possesses a columnar epithelium and goblet cells which are alcian blue and P.A.S. positive (Plate 32, Fig. 3). Often, however, the brush border seems to be covered with cilia-like fibrils which stain positively with the substitute Brown and Brenn method (Plate 32, Fig. 4). These have been identified as bacteria by Odense and Bishop (now Morrison) (1966).

The mucosa is not arranged in longitudinal ridges like those of the ileum and pyloric caecum. Instead, the epithelial cells are arranged in a concentric fashion around the circular to crevice-like openings into the glands (Plate 51, Fig. 1). The openings of goblet cells can be seen (Plate 51, Fig. 2), and there are often microvilli on the surface of these as well as adjoining epithelial cells (Plate 51, Fig. 3). In Plate 52, Fig. 1 and 2 protozoa can be seen in the crevices of the mucosa. Some appear to be zoomastigophora with several flagellae at one end and two at the other (Plate 52, Fig. 1). They were probably free-living in the rectum, and preserved where they were caught in crevices during fixation. Zoomastigophora are commonly found in the digestive tract of animals (Lee et al. 1985). In another specimen pear-shaped organisms attached by a stalk were found (Plate 52, Fig. 2). In all specimens groups of bacteria were found attached to the epithelial cell surface (Plate 52, Fig. 3).

These organisms were rarely seen in the intestine. The rectum is a more flaccid organ, opening to the exterior via the cloaca, so organisms can probably enter it quite easily. The ileo-rectal valve apparently prevents these organisms from penetrating further into the digestive tract.

The internal ultrastructure of the columnar rectal epithelial cells is similar to that of the intestine, except that there are few lipid droplets or chylomicrons, and more lysosomes (Plate 53, Fig. 1). There are dense mucopolysaccharide caps on the microvilli (Plate 53, Fig. 2), as described by Krementz and Chapman (1975). Between the bases of the microvilli there are sometimes small invaginations indicating that pinocytosis is occurring. There are vesicles and tubules of

de collagène. La séreuse comprend une mince couche de collagène et un épithélium pavimenteux simple ou mésothélium (planche 48). La surface externe et interne de la cellule pavimenteuse porte des vésicules de pinocytose.

On peut voir des éléments du plexus d'Auerbach dans la couche de tissu conjonctif entre la couche circulaire et la couche longitudinale de muscles (planche 49).

Valvule iléo-rectale

Les couches normales de tissu épithélial et glandulaire de l'intestin et du rectum couvrent cette valvule (planche 50, fig. 1), sauf à l'apex où l'on trouve seulement des cellules épithéliales cylindriques. Sa musculature dérive principalement de la couche de muscle circulaire de l'iléon et du rectum, bien qu'elle soit traversée en son centre par un prolongement de la couche de muscle longitudinale.

Rectum

Le rectum (planche 50, fig. 2) est semblable à l'intestin. Il possède un épithélium cylindrique et des cellules caliciformes qui ont une réaction positive au bleu alcian et au PAS (planche 32, fig. 3). Toutefois, la bordure en brosse semble souvent être couverte de fibrilles qui ressemblent à des cils et qui ont une réaction positive à la coloration de substitution de Brown et Brenn (planche 32, fig. 4). Ces fibrilles ont été identifiées comme des bactéries par Odense et Bishop (maintenant Morrison) (1966).

La muqueuse n'est pas disposée en crêtes longitudinales comme celle de l'iléon et du caecum pylorique. Les cellules épithéliales sont plutôt disposées de façon concentrique autour des orifices en forme de cercles ou de cryptes dans les glandes (planche 51, fig. 1). On peut voir l'orifice de cellules caliciformes (planche 51, fig. 2), et l'on trouve souvent des microvillosités à la surface de ces cellules ainsi que des cellules épithéliales voisines (planche 51, fig. 3). On peut voir, aux figures 1 et 2 de la planche 52, des protozoaires dans les fentes de la muqueuse. Il semble que certains soient des zoomastigophores avec plusieurs flagelles à une extrémité et deux flagelles à l'autre (planche 52, fig. 1). Ils étaient probablement libres dans le rectum, et ils ont été conservés dans les fentes où ils se trouvaient au cours du processus de fixation. On trouve souvent des zoomastigophores dans le tube digestif des animaux (Lee *et al.*, 1985). Chez un autre spécimen, on a observé des organismes en forme de poire fixés par un pédoncule (planche 52, fig. 2). Chez tous les spécimens, on a observé des groupes de bactéries fixées à la surface des cellules épithéliales (planche 52, fig. 3).

Ces organismes ont été vus rarement dans l'intestin. Le rectum est un organe plus flasque, s'ouvrant à l'extérieur par le cloaque; aussi est-il probable que des organismes peuvent y pénétrer assez facilement. Il semble que la valvule iléo-rectale empêche ces organismes de pénétrer plus avant dans le tube digestif.

L'ultrastructure interne des cellules épithéliales cylindriques du rectum est semblable à celle de l'intestin, sauf qu'il y a peu de gouttelettes de lipide ou de chylomicrons, et plus de lysosomes (planche 53, fig. 1). Les microvillosités portent des capsules mucopolysaccharidiques denses (planche 53, fig. 2), comme l'ont décrit Krementz et Chapman (1975). Entre les bases des microvillosités, on note par-

smooth endoplasmic reticulum as well as multivesicular bodies and lysosomes in the apical cytoplasm. It has been suggested that protein absorption may take place in the rectum as well as the stomach (Ezeasor and Stokoe 1981). The Golgi apparatus is supranuclear, and rough endoplasmic reticulum and mitochondria are found around the nucleus (Plate 54, Fig. 1).

Goblet cells have a normal cell junction with neighbouring epithelial cells (Plate 54, Fig. 2). The opening through which the mucus is secreted is narrow, and microvilli are often seen on either side. Bacteria often occur between the microvilli (Plate 55).

There are no special organelles in the glands. Developing goblet cells (Plate 56, Fig. 1) and rodlet cells (Plate 56, Fig. 2) are sometimes present. The cells contain bundles of microfilaments, and lamellar structures which appear to be similar to those seen in the intestine (Plate 57, Fig. 1). The basement membrane is fairly thick and not invaginated. Fibroblasts, collagen and small blood vessels and capillaries are common in the connective tissue adjacent to the glands (Plate 57, Fig. 2).

Elements of Auerbach's plexus, with unmyelinated nerves, can be seen between the circular and longitudinal muscle layers (Plate 58, Fig. 1). The smooth muscle cells have typical myofilaments and dense bodies (Plate 58, Fig. 2). There are dense regions next to the sarcolemma which often occur in areas of close apposition of two cells. Between the dense regions there are many pinocytotic vesicles associated with the sarcolemmas.

Cloaca

Near the cloaca the glandular epithelium of the rectum gives way to simple columnar epithelium (Plate 59), and the muscle layers disappear. There is a region of closely packed fibroblasts and collagen fibres posterior to the cloaca, and the rim is formed of stratified squamous epithelium. A short distance away from the cloaca the normal skin structure can be seen, with taste buds. This specimen has a small copepod attached to the rim of the cloaca.

Associated Organs

Gallbladder

The gallbladder is lined by an unfolded, simple columnar epithelium (Plate 60, Fig. 1) containing small P.A.S. positive granules in the apical cytoplasm (Plate 61, Fig. 1). Adjacent to this epithelium is a layer of connective tissue containing fibroblasts and smooth muscle cells in a collagenous matrix. These cells become packed more densely towards the outer edge of the gallbladder. There is no clear differentiation into connective tissue and muscle layers. The gallbladder is partly covered by pancreatic tissue, especially on

fois la présence de petites invaginations indicatrices de pinocytose. Le cytoplasme apical contient des vésicules et des tubules de réticulum endoplasmique lisse ainsi que des corps plurivésiculaires et des lysosomes. Selon certaines études, il pourrait y avoir une absorption de protéine au niveau du rectum ainsi que de l'estomac (Ezeasor et Stokoe, 1981). L'apareil de Golgi est sus-nucléaire, et le noyau est entouré de réticulum endoplasmique et de mitochondries (planche 54, fig. 1).

La jonction cellulaire entre les cellules caliciformes et les cellules épithéliales voisines est normale (planche 54, fig. 2). L'orifice de sécrétion du mucus est étroit, et l'on peut souvent voir des microvillosités sur les deux côtés. Des bactéries se logent souvent entre les microvillosités (planche 55).

Les glandes ne comportent aucun organite spécial. On observe parfois la présence de cellules caliciformes (planche 56, fig. 1) et de cellules en bâtonnets (planche 56, fig. 2) en développement. Les cellules contiennent des faisceaux de microfilaments, et des structures lamellaires qui paraissent semblables à celles observées dans l'intestin (planche 57, fig. 1). La membrane basale est assez épaisse et sans invagination. Il est fréquent de trouver des fibroblastes, du collagène ainsi que de petits vaisseaux sanguins et des capillaires dans le tissu conjonctif voisin des glandes (planche 57, fig. 2).

Entre la couche de muscles circulaire et la couche de muscles longitudinale (planche 58, fig. 1), on peut voir des éléments du plexus d'Auerbach avec des nerfs non myélinisés. Les cellules musculaires lisses se composent de myofilaments caractéristiques et de corps denses (planche 58, fig. 2). Des régions denses sont situées à côté du sarcolemme qui se trouve souvent dans les zones où deux cellules sont étroitement apposées. Entre les régions denses, de nombreuses vésicules de pinocytose sont associées aux sarcolemmes.

Cloaque

À proximité du cloaque, l'épithélium glandulaire du rectum se transforme en épithélium cylindrique simple (planche 59), et les couches musculaires disparaissent. Derrière le cloaque se trouve une région contenant des fibroblastes très serrés et des fibres de collagène, et le bord est constitué d'un épithélium pavimenteux stratifié. Un peu plus loin que le cloaque, on peut voir apparaître la structure cutanée normale avec des bourgeons gustatifs. Le spécimen à l'étude porte un petit copépode fixé sur le bord du cloaque.

Organes Annexes

Vésicule biliaire

La vésicule biliaire est tapissée d'un épithélium cylindre simple sans replis (planche 60, fig. 1) dont le cytoplasme apical contient de petits grains qui ont une réaction positive au PAS (planche 61, fig.1). Adjacente à cet épithélium se trouve une couche de tissu conjonctif contenant des fibroblastes et des cellules musculaires lisses dans une matrice de collagène. Ces cellules sont plus serrées vers le bord externe de la vésicule biliaire. Le tissu conjonctif et les couches de muscles ne sont pas clairement différenciés. La vésicule biliaire est partiellement recouverte de tissu pancréatique, en

one side from the entry of the bile duct to a large apical islet of Langerhans (Plate 9, Fig. 3). The outermost layer of the gallbladder consists of densely packed fibres without any clear cellular structures (Plate 60, Fig. 2). The bile duct (Plate 60, Fig. 3) is also lined by columnar epithelium, and surrounded by connective tissue containing smooth muscle cells. Anterior to the bile duct are several pancreatic ducts embedded in pancreatic tissue.

The internal surface of the gallbladder is folded into rugae (Plate 62, Fig. 1) which presumably flatten out when the gallbladder is distended with bile. On the surface of the rugae can be seen the outlines of the epithelial cells, which are covered with long microvilli (Plate 62, Fig. 2). The microvilli are covered with a glycocalyx, and are sometimes branched (Plate 63, Fig. 1 and 2). The apical cytoplasm contains many mitochondria, and small vesicles of smooth endoplasmic reticulum. Above the nucleus is the Golgi apparatus (Plate 64, Fig. 1). Associated with this are many vesicles, some with electron dense contents. These probably correspond to the P.A.S. positive droplets seen using light microscopy, and probably contain a mucin secreted by the gallbladder (Viehberger 1983). There is some rough endoplasmic reticulum around the nucleus.

There is electron dense material in the intercellular spaces, and in many lamellar structures which join the plasmalemmas. Towards the base of the cell these membranes become numerous and convoluted (Plate 64, Fig. 2; Plate 65, Fig. 1). Presumably, as in the intestine and pyloric caeca, these membranes are associated with transport of absorbed material through the epithelial cells into the adjacent connective tissues. In the gallbladder this material would probably be water and bile salts. Filaments are common in the basal cytoplasm.

The connective tissue near the epithelium consists mainly of ground substance containing collagen fibrils (Plate 64, Fig. 2; Plate 65, Fig. 1 and 2). At intervals there are smooth muscle cells and fibroblasts (Plate 65, Fig. 2) as well as capillaries (Plate 64, Fig. 2). The muscle cells and fibroblasts become more closely packed towards the outside of the gallbladder wall. At the outer edge the cell nuclei become degenerate (Plate 66; Plate 67, Fig. 1). There are bundles of filaments, which sometimes show typical collagen banding (Plate 66; Plate 67, Fig. 2) and flocculent material. The mesothelium has no cellular structure (Plate 67, Fig. 1). The presence of this outer fibrous layer would explain the tough, smooth outer surface of the gallbladder.

Liver

As in other fish, the liver is not divided into distinct lobules like that of mammals, nevertheless, the bile ducts, hepatic arteries and portal veins are grouped together in hepatic triads in a connective tissue sheath (Plate 68, Fig. 1). Some fish have pancreatic tissue in the triads (Groman 1982), but none was seen in cod

particulier d'un côté, depuis l'orifice du canal cholédoque jusqu'à un gros îlot de Langerhans situé dans la partie apicale (planche 9, fig. 3). La couche la plus externe de la vésicule est constituée de fibres serrées sans aucune structure cellulaire nette (planche 60, fig. 2). Le canal cholédoque (planche 60, fig. 3) est également tapissé d'un épithélium cylindrique et entouré de tissu conjonctif contenant des cellules musculaires lisses. Plusieurs canaux pancréatiques inclus dans le tissu pancréatique sont situés en avant du canal cholédoque.

La surface interne de la vésicule est constituée de replis muqueux (planche 62, fig. 1) qui s'aplatissent sans doute lorsqu'elle est distendue par la bile. On peut voir à la surface des replis muqueux le contour des cellules épithéliales qui sont couvertes de longues microvillosités (planche 62, fig. 2). Celles-ci ont recouvertes de glycocalyx et sont parfois ramifiées (planche 63, fig. 1 et 2). Le cytoplasme apical contient de nombreuses mitochondries, et de petites vésicules de réticulum endoplasmique lisse. L'appareil de Golgi se trouve au-dessus du noyau (planche 64, fig. 1). De nombreuses vésicules, dont certaines ont un contenu dense aux électrons, sont associées à cette structure. Elles correspondent probablement à des gouttelettes qui, en microscopie optique, présentent une réaction positive au PAS et elles contiennent sans doute une mucine sécrétée par la vésicule biliaire (Viehberger, 1983). Un peu de réticulum endoplasmique rugueux entoure le noyau.

On trouve du matériel dense aux électrons dans les espaces intercellulaires ainsi que dans un grand nombre de structures lamellaires qui unissent les plasmalemmes. Vers la base de la cellule, ces membranes augmentent en nombre et sont circonvoluées (planche 64, fig. 2; planche 65, fig. 1). Tout comme dans l'intestin et les caecums pyloriques, il se peut que ces membranes soient associées au transport du matériel absorbé par le biais des cellules épithéliales vers le tissu conjonctif voisin. Dans la vésicule biliaire, ce matériel serait sans doute de l'eau et des sels biliaires. Dans le cytoplasme basal il est courant de trouver des filaments.

Le tissu conjonctif près de l'épithélium est constitué principalement de substance fondamentale contenant des fibrilles de collagène (planche 64, fig. 2; planche 65, fig. 1 et 2). Par intervalles, on trouve des cellules musculaires lisses et des fibroblastes (planche 65, fig. 2) ainsi que des capillaires (planche 64, fig. 2). Les cellules musculaires et les fibroblastes sont plus serrés vers l'extérieur de la paroi de la vésicule biliaire. Les noyaux des cellules dégénèrent au bord externe (planche 66; planche 67, fig. 1). On observe des faisceaux de filaments qui parfois présentent des bandes typiques de collagène (planche 66; planche 67, fig. 2) et une substance floconneuse. Le mésothélium ne présente pas de structure cellulaire (planche 67, fig. 1). La présence de cette couche fibreuse externe expliquerait la surface externe lisse et résistante de la vésicule biliaire.

Foie

Comme chez d'autres poissons, le foie n'est pas divisé en lobules distincts comme celui des mammifères; néanmoins, les canaux biliaires, les artères hépatiques et les veines portes sont groupés en «triades portes» dans un feuillet de tissu conjonctif (planche 68, fig. 1). Chez certains poissons, les triades contiennent du tissu pancréatique (Groman, 1982),

liver. The sinusoids converge and open into the central veins (Plate 68, Fig. 2 and 3). The hepatocytes, which in this specimen contain many lipid droplets, are aligned along the sinusoids. The liver is covered by a thin layer of connective tissue limited by the mesothelium (Plate 68, Fig. 4). Sometimes nematodes (Plate 68, Fig. 5) and granulomas were seen in the liver.

The sinusoids are lined by endothelial cells (Plate 69). The surfaces of the hepatocytes lining the sinusoid are covered with apical microvilli. Bile canaliculi are sometimes seen at the bases of adjacent hepatocytes. The hepatocytes contain relatively few, small, lipid droplets in specimens fixed during the spawning period in Spring, when the fat content of the liver is lowest (Plates 69–72). In the Fall, when the fat content of the liver can reach 75% (Jangaard et al. 1967) many large lipid droplets are present distorting the shape of the nucleus (Plate 73). However, as found in burbot *Lota lota* L. (a freshwater gadiforme) the cell structure is, apart from the lipid droplets, essentially the same in the Fall and Spring (Byczkowska-Smyk 1968). Cells containing many filaments are present between some of the hepatocytes, and in the space of Disse.

The hepatocytes contain many mitochondria and rough endoplasmic reticulum (Plate 70, Fig. 1 and 2; Plate 73, Fig. 1). Glycogen and lipid droplets are present in the cytoplasm (Plate 70, Fig. 2). A well developed Golgi apparatus is present in the cytoplasm close to the bile canaliculus. There are often lysosomes between the Golgi apparatus and the canaliculus, and coated pinocytotic vesicles are common in this region. The bile canaliculus is formed by the plasmalemmas of adjacent hepatocytes, which extend microvilli into the canaliculus. The canaliculus is separated from the intercellular space by junctions. Occasionally small desmosomes are also seen between adjacent hepatocytes. The next stage in the formation of the bile duct is the bile canaliculus cell (Plate 71). Three bile canaliculi are associated with this cell, and an intracellular lumen is starting to form by infolding of the plasmalemma. In Plate 70, Fig. 1 a lumen has formed in the centre of the bile canaliculus cell. The central lumen is separated from the intercellular space by a tight junction (Yamamoto 1965).

The filament-rich cells often contain lipid droplets as well as filaments (Plate 72, Fig. 1). This was not found to be the case in *Gadus morhua* by Welsch and Storch (1973), but apparently they did not study the liver when the fat content was high. Usually the fat storing cells, (Ito cells), also found in the space of Disse, are believed to be distinct from the filament-rich cells (Hinton and Poole 1976). There are numerous pinocytotic vesicles at the surface of these cells. Sometimes the filaments are densely packed, sometimes loosely (Plate 72, Fig. 2). Large desmosomes attach these cells to each other.

Fixation of livers of fish caught in the Fall was difficult, presumably because fixative penetration was retarded by the high fat content of the cells. The resulting cell separation makes it easier to see the cells

mais le foie de la morue n'en contient pas. Les sinusoïdes convergent et s'ouvrent dans les veines centro-lobulaires (planche 68, fig. 2 et 3). Les hépatocytes, qui contiennent de nombreuses gouttelettes de lipide chez ce spécimen, sont alignés le long des sinusoïdes. Le foie est recouvert d'une mince couche de tissu conjonctif limité par le mésothélium (planche 68, fig. 4). Il arrive que l'on puisse voir des nématodes (planche 68, fig. 5) et des granulomes dans le foie.

Les sinusoïdes sont tapissés de cellules endothéliales (planche 69). La surface des hépatocytes qui bordent les sinusoïdes est recouverte de microvillosités apicales. On peut à l'occasion voir des canalicules biliaires à la base d'hépatocytes voisins. Ces derniers contiennent relativement peu de petites gouttelettes de lipide chez les spécimens fixés au cours de la période de fraye au printemps, lorsque la teneur en matières grasses du foie est la plus faible (planches 69 à 72). À l'automne, lorsque cette teneur peut atteindre 75 % (Jangaard *et al.*, 1967), le foie contient beaucoup de grosses gouttelettes de lipide qui modifient la forme du noyau (planche 73). Toutefois, comme on l'a observé chez la lotte *Lota lota* L. (gadiforme d'eau douce), la structure de la cellule est, outre les gouttelettes de lipide, essentiellement la même à l'automne et au printemps (Byczkowska-Smyk, 1968). On trouve des cellules contenant de nombreux filaments entre certains hépatocytes et dans l'espace de Disse.

Les hépatocytes contiennent de nombreuses mitochondries et du réticulum endoplasmique rugueux (planche 70, fig. 1 et 2; planche 73, fig. 1). On trouve dans le cytoplasme des gouttelettes de glycogène et de lipide (planche 70, fig. 2); on y trouve de plus un appareil de Golgi bien développé situé à proximité des canalicules biliaires. On observe souvent des lysosomes entre l'appareil de Golgi et les canalicules, et il est fréquent de rencontrer des vésicules de pinocytose enrobées dans cette région. Le canalicule biliaire est formé par les plasmalemmes des hépatocytes voisins qui envoient des microvillosités dans le canalicule. Des jonctions séparent le canalicule de l'espace intercellulaire. Il arrive parfois que l'on voie également de petits desmosomes entre les hépatocytes voisins. L'étape suivante de la formation du canal biliaire est la cellule de canalicule biliaire (planche 71). Trois canalicules biliaires sont associés à cette cellule, et une lumière intracellulaire commence à se former par invagination du plasmalemme. Dans la figure 1 de la planche 70, une lumière s'est formée au centre de la cellule de canalicule biliaire. Une jonction serrée sépare la lumière centrale de l'espace intercellulaire (Yamamoto, 1965).

Les cellules riches en filaments contiennent souvent des gouttelettes de lipide ainsi que des filaments (planche 72, fig. 1). Tel n'était pas le cas chez *Gadus morhua* selon Welsch et Storch (1973), mais il semble que ces auteurs n'aient pas étudié le foie au moment où sa teneur en matières grasses était élevée. On pense généralement que les cellules adipeuses de réserve (cellules de Ito), qui se trouvent également dans l'espace de Disse, sont distinctes des cellules riches en filaments (Hinton et Poole, 1976). On trouve de nombreuses vésicules de pinocytose à la surface de ces cellules. Les filaments sont parfois serrés, parfois lâches (planche 72, fig. 2). Ces cellules sont attachées les unes aux autres par de gros desmosomes.

Nous avons éprouvé certaines difficultés à fixer le foie des poissons capturés à l'automne, sans doute à cause du délai de pénétration de l'agent fixateur causé par la teneur élevée

around the sinsuoid (Plate 73, Fig. 1 and 2). The sinusoid is lined by fenestrated endothelial cells, peripheral to which the filament-rich cells form a partial ring in the space of Disse. Filament-rich cells attached to this ring by desmosomes extend between the hepatocytes. These filament-rich cells appear to form a structural framework for the hepatocytes. Wake (1980) has shown that various types of perisinusoidal cells which have been described in mammals (Stellate, granular, fat-storage, Ito cells, etc.) are, in fact, one cell-type which he has named the stellate cell. This cell has some features in common with the filament-rich cell in cod, such as the presence of fat droplets, microfilaments and pinocytotic vesicles. One suggested function of the stellate cells is support of the lining of the sinusoid, as in cod.

Smooth muscle cells have been reported in the space of Disse in fresh water fish (Ferri 1981), but were not found in cod liver. Kupffer cells were also not seen.

Pancreas

Pancreatic tissue occurs between the pyloric caeca (Plate 39, Fig. 1; Plate 74, Fig. 1), and around the bile and pancreatic ducts (Plate 60, Fig. 3) but does not penetrate far into the liver. It also covers one side of the gallbladder (Plate 60, Fig. 1), and follows the blood vessels in the mesenteric tissue near the gut. The numerous small pancreatic ducts with a cuboidal epithelium (Plate 74, Fig. 1) converge into four or five large ones (Plate 60, Fig. 3) which enter the intestine just anterior to the bile duct.

The exocrine cells of the cod are very basophilic (Plate 74, Fig. 1). They form acini with peripheral, basal nuclei. The endocrine cells are grouped in islets of Langerhans. Rennie (1903) described these islets only among the caeca in cod, while McCormick (1924) reported one principal islet at the apex of the gallbladder. We found small islets between the caeca and near the bile duct, but most of the islet tissue is concentrated in this principal islet (Plate 74, Fig. 2). The same fibrous material which covers the gallbladder also surrounds the islet. The cells of the islet are arranged around many capillaries. Two main groups of cells can be seen in the endocrine tissue using light microscopy. One, found mainly in the centre, is basophilic. These are mainly beta cells. The cells surrounding these are more eosinophilic, and at higher magnifications (Plate 74, Fig. 3) it can be seen that two types of cells are present. One is large and pale (the "large" cell), the other is smaller and more basophilic (the alpha cell).

The exocrine cells are arranged in acini around small intercellular lumina (Plate 75). In the apical cytoplasm are spherical zymogen granules, which vary in density. There is a small amount of connective tissue with fibroblasts between the acini. There are a few short, irregular apical processes which project into the intercellular lumen (Plate 76, Fig. 1). These intercellular lumen (Plate 76, Fig. 1). These intercellular lumen (Plate 76, Fig. 1). These

Table 1.

Name of cell	Location in islet	Nucleus	R.E.R.	Golgi	Secretory granules
Large cell	Peripheral.	Oval with slight indentation. Extracted appearance.	Scattered throughout cell. Often in large whorl.		Maximum diameter 380 nm. Sometimes very few. Smooth outline, variable density, narrow halo.
Alpha cell	Peripheral. Very irregular shape, often with long cytoplasmic processes.	May be elongated, often indented and lobed.	Scattered. No stacks or whorls.	Near nucleus.	Numerous. 250–350 nm. Smooth outline with dense crystalline content, often to one side. Halo of variable size.
Beta cell	Central. Radiate from blood capillaries.	Large. Often elongated in direction of cell. Irregular outline.	Stacks.	Near nucleus.	Surround Golgi apparatus. 180–270 nm. Smooth outline, often with rod and needle-shaped crystalline inclusions. Halo present.
Delta cell	Central. Variable shape. Elongate. Cytoplasmic processes tend to end near capillaries.	Large. Often elongated in direction of cell. Irregular outline.	Stacks.	Near nucleus.	Very regular size. 220 nm. No halo or electron dense core.

Tableau 1.

Cellule	Situation dans l'îlot	Noyau	R.E.R.	Appareil de Golgi	Grains de sécrétion
Grosse cellule	En périphérie.	Ovale avec une légère échancrure. Semble vidé de sa chromatine.	Éparpillé dans la cellule. Souvent en gros tourbillons.		Diamètre maximal de 380 nm. Parfois en très petit nombre. Contour lisse, densité variable, zone claire étroite.
Cellule alpha	En périphérie. Forme très irrégulière avec souvent de longs prolongements cytoplasmiques.	Peut être allongé, souvent, échancré et lobé.	Éparpillé. Sans piles ni tourbillons.	Proche du noyau.	Nombreux. 250–350 nm. Contour lisse avec un contenu cristallin dense, souvent d'un seul côté. Zone claire de dimension variable.
Cellule bêta	Au centre. Rayonnement à partir de capillaires sanguins.	Gros. Souvent allongé dans le sens de la cellule. Contour irrégulier.	Piles.	Proche du noyau.	Entoure l'appareil de Golgi.180–270 nm. Contour lisse, contient souvent des inclusions cristallines en forme de bâtonnet ou d'aiguille. Zone claire.
Cellule delta	Au centre. Forme variable. Allongée. Les prolongements cytoplasmiques ont tendance à se terminer au voisinage des capillaires.	Gros. Souvent allongé dans le sens de la cellule. Contour irrégulier.	Piles.	Proche du noyau.	Taille très régulière. 220 nm. Pas de zone claire ni de noyau dense aux électrons.

lular lumina become surrounded by a centroacinar cell and finally form the pancreatic ducts which open into the intestine. There are junctional complexes near the apices of the cells, and occasionally desmosomes are also seen. Between the zymogen granules are clear vesicles. The Golgi apparatus is supranuclear, among the zymogen granules. The rough endoplasmic reticulum is arranged in stacks of parallel cisternae (Plate 76, Fig. 2). The mitochondria are large, with numerous cristae.

The endocrine cells of the cod were studied by Thomas (1970), who described four types. The features of these are summarized in Table 1. The alpha cells produce glucagon, the beta cells insulin. The identity of the other cell types does not seem to have been well established. As pointed out by Klein (1977) the appearance of the secretory granules is variable, depending on the type of specimen preparation. Our fixation differs slightly from that of Thomas, so that the appearance of the granules is not quite the same. However, the cell types can still be identified. The large and alpha cells, situated mainly peripherally in the islet near the exocrine cells, are shown in Plate 77. The features of these cells, as described in Table 1, are shown more clearly in Plate 78.

The beta cells, found mainly in the center of the islet are shown radiating from a capillary in Plate 79. Numerous axons with secretory granules can be seen between these beta cells and the endothelium of the capillary (Plate 80). Between the beta cells, delta cells can sometimes be seen (Plates 81 and 82).

Swimbladder

Wall

The cod swimbladder is physoclistous, meaning that it is closed and has no connection to the intestine. Gas volume is regulated by two structures. Gas is secreted by a rostroventral glandular structure, the rete mirabile (Plate 61, Fig. 2) and absorbed through the posterio-dorsal foramen ovale or oval. The oval is well vascularised by the aorta, flanking large vessels and a bed of smaller vessels, and the swimbladder wall in this region is thin so that gas can easily be absorbed into the capillaries. The area of oval exposed is regulated by a delicate membrane which is thin and transparent like that of the whiting, *Merluccius bilinearis* (Wittenberg et al. 1980), but still relatively gas impermeable (Fawcett and Wittenberg 1959).

The swimbladder wall consists of a thin tunica interna, then a loose connective tissue layer containing capillaries and small blood vessels (Plate 83, Fig. 1). Often a well vascularised region separates the loose connective tissue from a thick fibrous connective tissue layer (tunica fibrosa) limited by the serosa. When the section is stained with V.E.M.T. (Plate 61, Fig. 3), additional layers can be distinguished. The tunica interna consists of squamous epithelium and a layer of smooth muscle cells, separated by collagen. The loose connective tissue is separated from the tunica fibrosa

dans la lumière intercellulaire (planche 76, fig. 1). Ces lumières intercellulaires s'entourent de cellules centro-acineuses et forment finalement les canaux pancréatiques qui s'ouvrent dans l'intestin. Des complexes de jonction se trouvent à proximité de l'apex des cellules, et à l'occasion on peut voir des desmosomes. Des vésicules claires occupent l'espace entre les grains de zymogène. L'appareil de Golgi est situé en position sus-nucléaire, entre les grains de zymogène. Le réticulum endoplasmique rugueux est organisé en piles de citernes parallèles (planche 76, fig. 2). Les mitochondries sont grosses et contiennent de nombreuses crêtes.

Les cellules endocrines de la morue ont été étudiées par Thomas (1970) qui en a décrit quatre types. Leurs caractéristiques sont résumées dans le tableau 1. Les cellules alpha produisent du glucagon, les cellules bêta de l'insuline. L'identité des autres types de cellules ne semble pas avoir été bien établie. Comme l'a indiqué Klein (1977), l'aspect des grains de sécrétion est variable, et dépend du type de préparation utilisé. Notre fixation diffère quelque peu de celle utilisée par Thomas, de sorte que l'aspect des grains n'est pas tout à fait le même. Toutefois, on peut encore identifier le type de cellule. Les grosses cellules et les cellules alpha, situées surtout à la périphérie de l'îlot à proximité des cellules exocrines, sont illustrées à la planche 77. Les caractères de ces cellules, décrits au tableau 1, sont illustrés plus clairement à la planche 78.

La planche 79 montre des cellules bêta, situées surtout au centre de l'îlot, qui rayonnent à partir d'un capillaire. On peut voir de nombreux axones avec des grains de sécrétion entre ces cellules bêta et l'endothélium du capillaire (planche 80). Des cellules delta se trouvent parfois entre les cellules bêta (planches 81 et 82).

Vessie Natatoire

Paroi

La vessie natatoire de la morue est de type physocliste, c'est-à-dire qu'elle est fermée et ne communique pas avec l'intestin. Deux structures règlent le volume du gaz. La sécrétion gazeuse s'effectue par une structure glandulaire antérieure et ventrale, le réseau admirable (planche 61, fig. 2) et elle est absorbée par le foramen ovale, ou ovale, situé dans la région postérieure et dorsale. L'ovale est bien vascularisé par l'aorte, par des vaisseaux importants de chaque côté et par un lit de vaisseaux plus petits; le paroi de la vessie natatoire est mince dans cette région, ce qui facilite l'absorption du gaz par les capillaires. La région de l'ovale ainsi exposée est délimitée par une membrane délicate mince et transparente comme celle du merlu *Merluccius bilinearis* (Wittenberg et al., 1980), mais elle est pourtant relativement imperméable au gaz (Fawcett et Wittenberg, 1959).

La paroi de la vessie natatoire est composée d'une tunique interne mince, puis d'une couche de tissu conjonctif lâche contenant des capillaires et de petits vaisseaux sanguins (planche 83, fig. 1). Il arrive souvent qu'une région bien vascularisée sépare le tissu conjonctif lâche d'une couche épaisse de tissu conjonctif fibreux (tunique fibreuse) limitée par la séreuse. D'autres couches peuvent être distinguées lorsque la coupe est colorée par la méthode du VEMT (planche 61, fig. 3). La tunique interne est constituée d'un épithélium pavimenteux et d'une couche de cellules mus-

by a layer of connective tissue with fibroblasts oriented parallel to the tissue surface, then by a layer of smooth muscle cells (Plate 83, Fig. 2). The tunica fibrosa is composed of collagen bundles (Plate 83, Fig. 3 and 4). The serosa consists of a thin layer of connective tissue containing a few melanocytes (Plate 83, Fig. 4), limited by the mesothelium.

The internal surface of the swimbladder is fairly smooth (Plate 84, Fig. 1), and the epithelial cells are covered with microvilli which vary in shape and size (Plate 84, Fig. 2).

When the tunica interna is fixed with the smooth muscle layer relaxed the basement membrane of the epithelium is flat (Plate 85, Fig. 1), whereas when the smooth muscle cells are contracted the basement membrane is invaginated (Plate 85, Fig. 2). There is one layer of epithelial cells, which appears to be squamous when the basement membrane is flat. These cells contain elongate nuclei, mitochondria and lamellated bodies. There are a few vesicles of rough and smooth endoplasmic reticulum. The lateral and basal plasmalemma is sometimes invaginated (Plate 85, Fig. 1 and 2). The microvilli do not have a filamentous core or terminal web, and vary considerably in size and shape. The layer of collagen between the epithelial cells and the smooth muscle cells is narrow. The muscle layer is only one or two cells thick.

The loose connective tissue layer is made up of loose bundles of fibrils with no obvious banding (Plate 86). This layer would not stain with collagen, elastin or reticulin stains for light microscopy. It merges into a connective tissue layer with the normal elements of fibroblasts, collagen, mononuclear wandering cells, capillaries and small blood vessels (Plate 87; Plate 88, Fig. 1). Unmyelinated and myelinated nerves are present, sometimes in large bundles (Plate 88, Fig. 2).

Adjacent to this well-vascularised connective tissue is a layer of fibroblasts and collagen bundles which are oriented parallel to each other (Plate 89). Between this and the tunica fibrosa is a layer of smooth muscle cells (Plate 90, Fig. 1). The tunica fibrosa contains fibroblasts and collagen tactoids (Plate 90, Fig. 1 and 2).

Rete mirabile

In the rete mirabile long bundles of capillaries pass from blood vessels in the well vascularised layer of connective tissue to groups of secretory cells (Plate 91, Fig. 1). The squamous epithelium lining the rest of the swimbladder is continous with the secretory epithelium of the rete mirabile (Plate 91, Fig. 2), however the smooth muscle layer of the tunica interna does not continue into the rete mirabile. It may constrict the rete mirabile to block the blood flow in the bundles of capillaries if reduced gas secretion is required (Fange 1953).

The capillaries in the rete mirabile consist of alternate arterioles and venules (Plate 91, Fig. 3). There

culaires lisses, séparés par du collagène. Le tissu conjonctif lâche est séparé de la tunique fibreuse par une couche de tissu conjonctif contenant des fibroblastes orientés parallèllement à la surface du tissu, puis par une couche de cellules musculaires lisses (planche 83, fig. 2). La tunique fibreuse est composée de faisceaux de fibres de collagène (planche 83, fig. 3 et 4). La séreuse est constituée d'une mince couche de tissu conjonctif contenant quelques mélanocytes (planche 83, fig. 4), que limite le mésothélium.

La surface interne de la vessie natatoire est assez lisse (planche 84, fig. 1), et les cellules épithéliales sont recouvertes de microvillosités de forme et de dimensions variables (planche 84, fig. 2).

Si la tunique interne est fixée alors que la couche de muscle lisse est relâchée, la membrane basale de l'épithélium est aplatie (planche 85, fig. 1); lorsque les cellules musculaires lisses sont contractées, la membrane basale est invaginée (planche 85, fig. 2). Il y a une couche de cellules épithéliales qui semble pavimenteuse lorsque la membrane basale est aplatie. Ces cellules présentent un noyau allongé, des mitochondries et des corps à structure lamellaire. On observe quelques vésicules de réticulum endoplasmique rugueux et lisse. Le plasmalemme latéral et basal est parfois invaginé (planche 85, fig. 1 et 2). Les microvillosités n'ont pas de centre filamenteux ni de plateau terminal, et leurs dimensions ainsi que leur forme varient considérablement. La couche de collagène entre les cellules épithéliales et les cellules musculaires lisses est étroite. La couche musculaire a une épaisseur de une ou deux cellules.

La couche de tissu conjonctif lâche est composée de faisceaux lâches de fibrilles sans formation en bande évidente (planche 86). Les colorants du collagène, de l'élastine ou de la réticuline utilisés en microscopie optique ne colorent pas cette couche. Elle devient une couche de tissu conjonctif comportant les éléments normaux que sont les fibroblastes, le collagène, les cellules mononucléaires migratrices, les capillaires et les petits vaisseaux sanguins (planche 87; planche 88, fig. 1). On trouve des nerfs non myélinisés et myélinisés, parfois en gros faisceaux (planche 88, fig. 2).

Adjacente à ce tissu conjonctif bien vascularisé se trouve une couche de fibroblastes et de faisceaux de collagène orientés parallèlement les unes aux autres (planche 89). Entre cette couche et la tunique fibreuse se trouve une couche de cellules musculaires lisses (planche 90, fig. 1). La tunique fibreuse contient des fibroblastes et des tactoïdes de collagène (planche 90, fig. 1 et 2).

Réseau admirable

Dans le réseau admirable, de longs faisceaux de capillaires passent des vaisseaux sanguins contenus dans la couche bien vascularisée du tissu conjonctif à des groupes de cellules sécrétrices (planche 91, fig. 1). L'épithélium pavimenteux qui borde le reste de la vessie natatoire est en continuité avec l'épithélium de sécrétion du réseau admirable (planche 91, fig. 2); toutefois, la couche de muscles lisses de la tunique interne ne se prolonge pas dans le réseau admirable. Elle peut resserrer le réseau admirable pour empêcher la circulation sanguine dans les faisceaux de capillaires s'il faut réduire la sécrétion gazeuse (Fange, 1953).

Les capillaires du réseau admirable consistent en artérioles et en veinules disposés en alternance (planche 91, fig.

are numerous nerve bundles in the vascular connective tissue at the hilus of the gland.

The epithelial cells form convoluted bulges into the lumen of the swimbladder (Plate 92, Fig. 1). The surfaces of individual epithelial cells can easily be distinguished (Plate 92, Fig. 2), and they are covered by microvilli of various shapes and sizes (Plate 92, Fig. 3; Plate 93, Fig. 1 and 2). These cells (Plate 93) contain vesicles with a fibrillar matrix which may be gas-secreting bodies (Copeland 1969), many mitochondria and much glycogen as reported by Fange (1953).

In the capillary bundles the arterioles have thicker walls than the venules (Plate 94). There are pericytes between some capillaries, and nerve bundles. The endothelial cells of the arterial capillaries are permeated by numerous pinocytotic vesicles (Plate 95).

Foramen ovale

The tunica fibrosa and smooth muscle layers are lacking in the foramen ovale (Plate 96, Fig. 1 and 2). A bed of capillaries is present immediately peripheral to the squamous epithelium, and there are many capillaries and small blood vessels in the loose connective tissue. The thin membrane which covers the edges of the ovale is covered by a tunica interna which is continuous with that lining the swimbladder and foramen ovale. The smooth muscle layer is present beneath the epithelium (Plate 96, Fig. 3), and the centre of the membrane consists of well-vacularized loose connective tissue. A radial muscle has been reported in this membrane in other gadiformes (Wittenberg et al. 1980; Woodland 1910–1913). Contraction of this muscle would reduce the area of the foramen ovale available for gas absorption by covering it with the membrane. No such muscle was found in cod, so contraction of the smooth muscle layer of the tunica interna must be adequate to change the area covered by the very thin membrane.

3). On trouve de nombreux faisceaux de nerfs dans le tissu conjonctif vasculaire au niveau du hile de la glande.

Les cellules épithéliales forment des amas circonvolués dans la lumière de la vessie natatoire (planche 92, fig. 1). La surface de chacune des cellules épithéliales est facilement reconnaissable (planche 92, fig. 2), et elle est couverte de microvillosités de formes et de dimensions variées (planche 92, fig. 3; planche 93, fig. 1 et 2). Ces cellules (planche 93) contiennent des vésicules à matrice fibrillaire qui peuvent être des corps de sécrétion gazeuse (Copeland, 1969), ainsi que de nombreuses mitochondries et beaucoup de glycogène, comme l'a signalé Fange (1953).

Dans les faisceaux de capillaires, les parois des artérioles sont plus épaisses que celles des veinules (planche 94). On trouve des péricytes entre certains capillaires et les faisceaux de nerfs. Les cellules endothéliales des capillaires artériels sont infiltrées par un grand nombre de vésicules de pinocytose (planche 95).

Foramen ovale

Le foramen ovale est dépourvu de tunique fibreuse et de couches musculaires lisses (planche 96, fig. 1 et 2). Un lit de capillaires se trouve immédiatement en périphérie de l'épithélium pavimenteux, et le tissu conjonctif lâche contient de nombreux capillaires et de petits vaisseaux sanguins. La mince membrane qui couvre les bords de l'ovale est recouverte d'une tunique interne qui est en continuité avec le revêtement de la vessie natatoire et du foramen ovale. La couche musculaire lisse se trouve sous l'épithélium (planche 96, fig. 3), et le centre de la membrane est constitué de tissu conjonctif lâche bien vascularisé. Chez d'autres gadiformes, on a observé la présence d'un muscle radial dans cette membrane (Wittenberg et al., 1980; Woodland, 1910-1913). La contraction de ce muscle réduit la surface du foramen ovale disponible pour l'absorption gazeuse en le recouvrant de la membrane. Chez la morue, on ne trouve aucun muscle de ce genre, aussi la contraction de la couche musculaire lisse de la tunique interne doit-elle suffire pour modifier la surface couverte par la membrane très mince.

References

Al-hussaini, A. H. 1949. On the functional morphology of the alimentary tract of some fish in relation to differences in their feeding habits: anatomy and histology. Q. J. Microsc. Sci. 90: 109–142.

Bishop, C. M., and P. H. Odense. 1966. Morphology of the digestive tract of the cod, *Gadus morhua*. J. Fish. Res. Board Can. 23: 1607–1615.

Bloom, W., and D. W. Fawcett. 1975. A text book of histology. W.B. Saunders Company. Philadelphia, London, and Toronto.

Burnstock, G. 1959. The morphology of the gut of the brown trout (*Salmo trutta*). Q. J. Microsc. Sci. 100: 183–198.

Byczkowska-Smyk, W. 1968. Observation of the ultrastructure of the hepatic cells of the burbot (*Lota lota* L.). Zool. Pol. 18: 287–298.

Caceci, T. 1984. Scanning electron microscopy of the goldfish, *Carassius auratus*, intestinal mucosa. J. Fish Biol. 25: 1–12.

References

Al-hussaini, A. H. 1949. On the functional morphology of the alimentary tract of some fish in relation to differences in their feeding habits: anatomy and histology. Q.J. Microsc. Sci. 90: 109–142.

Bishop, C. M. et P. H. Odense. 1966. Morphology of the digestive tract of the cod, *Gadus morhua*. J. Fish. Res. Board Can. 23: 1607–1615.

Bloom, W. et D. W. Fawcett. 1975. A text book of histology. W.B. Saunders Company. Philadelphia, London, and Toronto.

Burnstock, G. 1959. The morphology of the gut of the brown trout (*Salmo trutta*). Q. J. Microsc. Sci. 100: 183–198.

Byczkowska-Smyk, W. 1968. Observation of the ultrastructure of the hepatic cells of the burbot (*Lota lota* L.). Zool. Pol. 18: 287–298.

Caceci, T. 1984. Scanning electron microscopy of the goldfish, *Carussius auratus*, intestinal mucosa. J. Fish Biol. 25: 1–12.

CLARK, G. 1973. Staining procedures. 3rd ed., Williams and Wilkins Co., Baltimore, MD.

COPELAND, D. E. 1969. Fine structural study of gas secretion in the physoclistous swimbladder of *Fundulus heteroclitus* and *Gadus callarias* and in the euphysoclistous swimbladder of *Opsanus tau*. Z. Zellforsch. 93: 305–331.

DANULAT, E., AND H. KAUSCH. 1984. Chitinase activity in the digestive tract of the cod, *Gadus morhua* (L.). J. Fish Biol. 24: 125–133.

DOUGHERTY, M. M., AND J. S. KING, 1984. A simple, rapid staining procedure for methacrylate embedded tissue sections using chromotrope 2R and methylene blue. Stain Technol. 59: 149–153.

DOUGHERTY, W. J. 1981. Preparation and staining of semithin sections of tissues embedded in water-soluble methacrylate for light microscopy, p. 27–38. IN G. Clark [ed.] Staining procedures, 4th ed., Williams and Wilkins Co., Baltimore, MD.

EZEASOR, D. N. 1981. The fine structure of the gastric epithelium of the rainbow trout, *Salmo gairdneri*, Richardson. J. Fish Biol. 19: 611–627.

1982. Distribution and ultrastructure of taste buds in the oropharyngeal cavity of the rainbow trout, *Salmo gairdneri* Richardson. J. Fish Biol. 20: 53–68.

EZEASOR, D. N., AND W. M. STOKOE. 1980. Scanning electron microscopic study of the gut mucosa of the rainbow trout *Salmo gairdneri* Richardson. J. Fish Biol. 17: 529–539.

1981. Light and electron microscopic studies on the absorptive cells of the intestine, caeca and rectum of the adult rainbow trout, *Salmo gairdneri*, Rich. J. Fish Biol. 18: 527–544.

FANGE, R. 1953. The mechanisms of gas transport in the euphysoclist swimbladder. Acta Physiol. Scand. 30: 1–276.

FAWCETT, D. W., AND J. WITTENBERG. 1959. The fine structure of capillaries in the rete mirabile of the swimbladder of *Opsanus tau*. Anat. Rec. 133: 214A.

FERRI, S. 1981. Ultrastructural identification of smooth muscle cells in the perisinusoidal space of a freshwater teleost liver. Arch. Anat. Microsc. 70: 245–249.

FINK, W. L. 1981. Ontogeny and phylogeny of tooth attachment modes in actinopterygian fishes. J. Morphol. 167: 167–184.

GOLICK M. L., AND Q. FEDERMAN. 1985. Pressure sensitive adhesive tape for maintaining tissue orientation while embedding in glycol methacrylate. Stain Technol. 60: 111–112.

GRASSÉ, P.-P. 1958. Traité de Zoologie. Anatomie, systématique, biologie. Tome XIII, fascicule 2. Masson et Cie, Paris.

GRIZZLE, J. M., AND W. A. ROGERS. 1976. Anatomy and histology of the channel catfish. Auburn University Agricultural Experiment Station, Auburn, AL.

GROMAN, D. B. 1982. Histology of the striped bass. Am. Fish. Soc. Monogr. 3: 116 p.

HINTON, D. E., AND C. R. POOLE. 1976. Ultrastructure of the liver in channel catfish. *Ictalurus punctatus* (Rafinesque). J. Fish Biol. 8: 209–219.

HIRJI, H. N. 1983. Observations on the histology and histochemistry of the oesophagus of the perch, *Perca fluviatilis* L. J. Fish Biol. 22: 145–152.

HUMASON, G. L. 1979. Animal tissue techniques. 4th ed. W.H. Freeman, San Francisco, CA.

JANGAARD, P. M., H. BROCKERHOFF, R. D. BURGHER, AND R. J. HOYLE. 1967. Seasonal changes in general condition and lipid content of cod from inshore waters. J. Fish. Res. Board Can. 24: 607–612.

CLARK, G. 1973. Staining procedures. 3rd ed., William and Wilkins Co., Baltimore, MD.

COPELAND, D. E. 1969. Fine structural study of gas secretion in the physoclistous swimbladder of *Fundulus heteroclitus* and *Gadus callarias* and in the euphysoclistous swimbladder of *Opsanus tau*. Z. Zellforsch. 93: 305–331.

DANULAT, E. ET H. KAUSCH. 1984. Chitinase activity in the digestive tract of the cod, *Gadus morhua* (L.). J. Fish Biol. 24: 125–133.

DOUGHERTY, M. M. ET J. S. KING. 1984. A simple, rapid staining procedure for methacrylate embedded tissue sections using chromotrope 2R and methylene blue. Stain Technol. 59: 149–153.

DOUGHERTY, W. J. 1981. Preparation and staining of semithin sections of tissues embedded in water-soluble methacrylate for light microscopy, p. 27–38. IN G. Clark [ed.] Staining procedures, 4th ed., Williams and Wilkins Co., Baltimore, MD.

EZEASOR, D. N. 1981. The fine structure of the gastric epithelium of the rainbow trout, *Salmo gairdneri*, Richardson. J. Fish Biol. 19: 611–627.

1982. Distribution and ultrastructure of taste buds in the oropharyngeal cavity of the rainbow trout, *Salmo gairdneri* Richardson. J. Fish Biol. 20: 53–68.

EZEASOR, D. N. ET W. M. STOKOE. 1980 Scanning electron microscopic study of the gut mucosa of the rainbow trout *Salmo gairdneri* Richardson. J. Fish Biol. 17: 529–539.

1981. Light and electron microscopic studies on the absorptive cells of the intestine, caeca and rectum of the adult rainbow trout, *Salmo gairdneri*, Rich. J. Fish Biol. 18: 527–544.

FANGE, R. 1953. The mechanisms of gas transport in the euphysoclist swimbladder. Acta Physiol. Scand. 30: 1–276.

FAWCETT, D. W. ET J. WITTENBERG. 1959. The fine structure of capillaries in the rete mirabile of the swimbladder of *Opsanus tau*. Anat. Rec. 133: 214A.

FERRI, S. 1981. Ultrastructural identification of smooth muscle cells in the perisinusoidal space of a freshwater teleost liver. Arch. Anat. Microsc. 70: 245–249.

FINK, W. L. 1981. Ontogeny and phylogeny of tooth attachment modes in actinopterygian fishes. J. Morphol. 167: 167–184.

GOLICK M. L. ET Q. FEDERMAN. 1985. Pressure sensitive adhesive tape for maintaining tissue orientation while embedding in glycol methacrylate. Stain Technol. 60: 111–112.

GRASSÉ, P.-P. 1958. Traité de Zoologie. Anatomie, systématique, biologie. Tome XIII, fascicule 2. Masson et Cie, Paris.

GRIZZLE, J. M. ET W. A. ROGERS. 1976. Anatomy and histology of the channel catfish. Auburn University Agricultural Experiment Station, Auburn, AL.

GROMAN, D. B. 1982. Histology of the striped bass. Am. Fish. Soc. Monogr. 3: 116 p.

HINTON, D. E. ET C. R. POOLE. 1976 Ultrastructure of the liver in channel catfish. *Ictalurus punctatus* (Rafinesque). J. Fish Biol. 8: 209–219.

HIRJI, H. N. 1983. Observations on the histology and histochemistry of the oesophagus of the perch, *Perca fluviatilis* L. J. Fish Biol. 22: 145–152.

HUMASON, G. L. 1979. Animal tissue techniques. 4th ed. W.H. Freeman, San Francisco, CA.

JANGAARD, P. M., H. BROCKERHOFF, R. D. BURGHER ET R. J. HOYLE. 1967. Seasonal changes in general condition and lipid content of cod from inshore waters. J. Fish. Res. Board Can. 24: 607–612.

KAPOOR, B. G., H. E. EVANS, AND R. A. PEVZNER. 1975. The gustatory system in fish. Adv. Mar. Biol. 13: 53–108.
KERR, T. 1958. Development and structure of some actinopterygian and urodele teeth. Proc. Zool. Soc. London. 133: 401–422.
KLEIN, C. 1977. Ultrastructural and cytochemical bases for the identification of cell types in the endocrine pancreas of teleosts. Int. Rev. Cytol. 56: 289–346.
KOHLENBERGER, H. 1940. Zur kenntnis des vasodentins. Z. Mikrosk. Anat. Forsch. 48: 461–477.
KREMENTZ, A. B., AND G. B. CHAPMAN. 1975. Ultrastructure of the posterior half of the intestine of the channel catfish, *Ictalurus punctatus*. J. Morphol. 145: 441–482.
LEE, J. J., S. H. HUTNER, AND E. C. BOVEE. 1985. An illustrated guide to protozoa. Society of Protozoologists. Lawrence, KS. ix + 629 p.
LENTZ, T. L. 1971. Cell fine structure. W.B. Saunders Company, Philadelphia, London, and Toronto.
LINDSAY, G. J. H. 1984. Distribution and function of digestive tract chitinolytic enzymes in fish. J. Fish Biol. 24: 529–536.
LINDSAY, G. J. H., AND G. W. GOODAY. 1985. Chitinolytic enzymes and the bacterial microflora in the digestive tract of cod, *Gadus morhua*. J. Fish Biol. 26: 255–265.
MATTISSON, A., AND B. HOLSTEIN. 1980. The ultrastructure of the gastric glands and its relation to induced secretory activity of cod, *Gadus morhua* (Day). Acta Physiol. Scand. 109: 51–59.
MCCORMICK, N. A. 1924. The distribution and structure of the islands of Langerhans in certain freshwater and marine fishes. Trans. R. Can. Inst. 15: 57–82.
MEISTER, M.F., W. HUMBERT, R. KIRSCH, AND B. VIVIEN-ROELS. 1983. Structure and ultrastructure of the oesophagus in sea-water and fresh-water teleosts (Pisces). Zoomorphology 102: 33–51.
MORRISON, C. M., AND P. H. ODENSE. 1978. Distribution and morphology of the rodlet cell in fish. J. Fish. Res. Board Can. 35: 101–116
NOAILLAC-DEPEYRE, J., AND N. GAS. 1978. Ultrastructural and cytochemical study of the gastric epithelium in a freshwater teleostean fish (*Perca fluviatilis*). Tissue Cell. 10: 23–37.
O'CONNER, W. N., AND S. VALLE. 1982. A combination Verhoeff's elastic and Masson's trichrome stain for routine histology. Stain Technol. 57: 207–210.
ODENSE, P. H., AND C. M. BISHOP. 1966. The ultrastructure of the epithelial border of the ileum, pyloric caeca, and rectum of the cod, *Gadus morhua*. J. Fish. Res. Board Can. 23: 1841–1843.
REIFEL, C. W., AND A. A. TRAVILL. 1978. Structure and carbohydrate histochemistry of the stomach in eight species of teleosts. J. Morphol. 158: 155–168.
RENNIE, J. 1903. Studies on the comparative histology of the digestive tube of certain telost fishes II. A minnow (*Campostoma anomalum*). J. Morphol. 52: 1–25.
SAUNDERS, J. T., AND S. M. MANTON. 1951. Practical vertebrate morphology. Oxford University Press, London.
SCHAEFFER, B. 1977. The dermal skeleton in fishes. Linn. Soc. London Symp. Ser. 4: 25–52.
SIRE, M. F., C. LUTTON, AND J. M. VERNIER. 1981. New views on intestinal absorption of lipids in teleostean fishes. An ultrastructural and biochemical study in the rainbow trout. J. Lipid Res. 22: 81–94.
STEMPACK, J. G., AND R. T. WARD. 1964. An improved staining method for electron microscopy. J. Cell Biol. 22: 697–701.
SUYEHIRO, Y. 1942. A study on the digestive system and feeding habits of fish. Jpn. J. Zool. 10: 1–303.

KAPOOR, B. G., H. E. EVANS ET R. A. PEVZNER. 1975. The gustatory system in fish. Adv. Mar. Biol. 13: 53–108.
KERR, T. 1958. Development and structure of some actinopterygian and urodele teeth. Proc. Zool. Soc. London. 133: 401–422.
KLEIN, C. 1977. Ultrastructural and cytochemical bases for the identification of cell types in the endocrine pancreas of teleosts. Int. Rev. Cytol. 56: 289–346
KOHLENBERGER, H. 1940. Zur kenntnis des vasodentins. Z. Mikrosk. Anat. Forsch. 48: 461–477.
KREMENTZ, A. B. ET G. B. CHAPMAN. 1975. Ultrastructure of the posterior half of the intestine of the channel catfish, *Ictalurus punctatus*. J. Morphol. 145: 441–482.
LEE, J. J., S. H. HUTNER ET E. C. BOYEE. 1985. An illustrated guide to protozoa. Society of Protozoologists. Lawrence, KS. ix + 629 p.
LENTZ, T. L. 1971. Cell fine structure. W.B. Saunders Company, Philadelphia, London, and Toronto.
LINDSAY, G. J. H. 1984. Distribution and function of digestive tract chitinolytic enzymes in fish. J. Fish Biol. 24: 529–536.
LINDSAY, G. J. H. ET G. W. GOODAY. 1985. Chitinolytic enzymes and the bacterial microflora in the digestive tract of cod, *Gadus morhua*. J. Fish Biol. 26: 255–265.
MATTISSON, A. ET B. HOLSTEIN. 1980. The ultrastructure of the gastric glands and its relation to induced secretory activity of cod, *Gadus morhua* (Day). Acta Physiol. Scand. 109: 51–59.
MCCORMICK, N. A. 1924. The distribution and structure of the islands of Langerhans in certain freshwater and marine fishes. Trans. R. Can. Inst. 15: 57–82.
MEISTER, M.F., W. HUMBERT, R. KIRSCH ET B. VIVIEN-ROELS. 1983. Structure and ultrastructure of the oesophagus in sea-water and fresh-water teleosts (Pisces). Zoomorphology 102: 33–51.
MORRISON, C. M. ET P. H. ODENSE. 1978. Distribution and morphology of the rodlet cell in fish. J. Fish. Res. Board Can. 35: 101–116
NOAILLAC-DEPEYRE, J. ET N. GAS. 1978. Ultrastructural and cytochemical study of the gastric epithelium in a freshwater teleostean fish (*Perca fluviatilis*). Tissue Cell. 10: 23–37.
O'CONNER, W. N. ET S. VALLE. 1982. A combination Verhoeff's elastic and Masson's trichrome stain for routine histology. Stain Technol. 57: 207–210.
ODENSE, P. H. ET C. M. BISHOP. 1966. The ultrastructure of the epithelial border of the ileum, pyloric caeca, and rectum of the cod, *Gadus morhua*. J. Fish. Res. Board Can. 23: 1841–1843.
REIFEL, C. W. ET A. A. TRAVILL. 1978. Structure and carbohydrate histochemistry of the stomach in eight species of teleosts. J. Morphol. 158: 155–168.
RENNIE, J. 1903. Studies on the comparative histology of the digestive tube of certain telost fishes II. A minnow (*Campostoma anomalum*). J. Morphol. 52: 1–25.
SAUNDERS, J. T. ET S. M. MANTON. 1951. Practical vertebrate morphology. Oxford University Press, London.
SCHAEFFER, B. 1977. The dermal skeleton in fishes. Linn. Soc. London Symp. Ser. 4: 25–52.
SIRE, M. F., C. LUTTON ET J. M. VERNIER. 1981. New views on intestinal absorption of lipids in teleostean fishes. An ultrastructural and biochemical study in the rainbow trout. J. Lipid Res. 22: 81–94.
STEMPACK, J. G. ET R. T. WARD. 1964. An improved staining method for electron microscopy. J. Cell Biol. 22: 697–701.
SUYEHIRO, Y. 1942. A study on the digestive system and feeding habits of fish. Jpn. J. Zool. 10: 1–303.

THESEN, J. 1890. Bidrag till tarmkanalens histologilog physiologi has torsken (*Gadus morhua*). Arch. Math. Naturviden. XIV: 220–231.

THOMAS, N. W. 1970. Morphology of endocrine cells in the islet tissue of the cod *Gadus callarius*. Acta Endocrinol. 63: 679–695.

VIEHBERGER, G. 1983. Ultrastructural and histochemical study of the gallbladder epithelia of rainbow trout and tench. Tissue Cell. 15: 121–135.

WAKE, K. 1980. Perisinusoidal stellate cells (fat storing cells, interstitial cells, lipocytes), their related structure in and around the liver sinusoids, and vitamin A-storing cells in extrahepatic organs. Int. Rev. Cytol. 66: 303–353.

WELSCH, U. N., AND V. N. STORCH. 1973. Enzyme histochemical and ultrastructural observations on the liver of teleost fishes. Arch. Histol. Jpn. 36: 21–37.

WITTENBERG, J. B., D. E. COPELAND, R. L. HAEDRICH, AND J. S. CHILD. 1980. The swimbladder of deep-sea fish: the swimbladder wall is a lipid-rich barrier to oxygen diffusion. J. Mar. Biol. Assoc. U.K. 60: 263–276.

WOODLAND, W. N. F. 1910–1913. Notes on the structure and mode of the 'oval' in the pollack (*Gadus pollachius*) and mullet (*Mugil chelo*). J. Mar. Biol. Assoc. U.K. 9: 561–565.

YAMAMOTO, T. 1965. Some observations on the fine structure of the intrahepatic biliary passages in goldfish (*Carassius auratus*). Z. Zellforsch. 65: 319–330.

YASUTAKE, W. T., AND J. H. WALES. 1983. Microscopic anatomy of salmonids: an atlas. U.S. Dep. Inter. Fish Wildl. Serv. Resour. Publ. 150.

YONG, N. 1967. The histochemistry of the gastrointestinal tract of the cod (*Gadus morhua* L.). M.Sc. thesis, Department of Biology, Memorial University, Nfld. 84 p.

THESEN, J. 1890. Bidrag till tarmkanalens histologilog physiologi has torsken (*Gadus morhua*). Arch. Math. Naturviden. XIV: 220–231.

THOMAS, N. W. 1970. Morphology of endocrine cells in the islet tissue of the cod *Gadus callarius*. Acta Endocrinol. 63: 679–695.

VIEHBERGER, G. 1983. Ultrastructural and histochemical study of the gallbladder epithelia of rainbow trout and tench. Tissue Cell. 15: 121–135.

WAKE, K. 1980. Perisinusoidal stellate cells (fat storing cells, interstitial cells, lipocytes), their related structure in and around the liver sinusoids, and vitamin A-storing cells in extrahepatic organs. Int. Rev. Cytol. 66: 303–353.

WELSCH, U. N. ET V. N. STORCH. 1973 Enzyme histochemical and ultrastructural observations on the liver of teleost fishes. Arch. Histol. Jpn. 36: 21–37.

WITTENBERG, J. B., D. E. COPELAND, R. L. HAEDRICH ET J. S. CHILD. 1980. The swimbladder of deep-sea fish: the swimbladder wall is a lipid-rich barrier to oxygen diffusion. J. Mar. Biol. Assoc. U.K. 60: 263–276

WOODLAND, W. N. F. 1910–1913. Notes on the structure and mode of the 'oval' in the pollack (*Gadus pollachius*) and mullet (*Mugil chelo*). J. Mar. Biol. Assoc. U.K. 9: 561–565.

YAMAMOTO, T. 1965. Some observations on the fine structure of the intrahepatic biliary passages in goldfish (*Carassius auratus*). Z. Zellforsch. 65: 319–330.

YASUTAKE, W. T. ET J. H. WALES. 1983. Microscopic anatomy of salmonids: an atlas. U.S. Dep. Inter. Fish Wildl. Serv. Resour. Publ. 150.

YONG, N. 1967. The histochemistry of the gastrointestinal tract of the cod (*Gadus morhua* L.). M.Sc. thesis, Thèse de maîtrise. Département de biologie, Université Memorial. (Terre-Neuve). 84 p.

List of Plates

1. Buccal cavity and pharynx 29
2. Teeth (S.E.M.) 31
3. Teeth (S.E.M.) 33
4. Teeth (L.M. Color) 35
5. Taste-buds (L.M.) 37
6. Taste-buds and mucous cells (L.M. Color) 39
7. Taste-buds in buccal cavity (L.M. and S.E.M.) 41
8. Taste-buds in buccal cavity and pharynx (S.E.M.) 43
9. Gross morphology of digestive tract 45
10. Internal surface of digestive tract 47
11. Oesophagus (L.M.) 49
12. Oesophagus (S.E.M.) 51
13. Oesophagus — stratified epithelium (T.E.M.) 53
14. Oesophagus — base of epithelium (T.E.M.) 55
15. Oesophagus — submucosal plexus (T.E.M.) 57
16. Oesophagus — stomach transition (L.M. and S.E.M.) 59
17. Stomach — cardiac and fundic (L.M.) 61
18. Oesophagus and stomach (L.M. Color) 63
19. Stomach — cardiac (S.E.M.) 65
20. Stomach — cardiac. Epithelial surface (T.E.M.) 67
21. Stomach — cardiac. Supranuclear region of epithelial cell (T.E.M.) 69
22. Stomach — cardiac. Base of epithelial cell (T.E.M.) 71
23. Stomach — cardiac. Neck cells (T.E.M.) 73
24. Stomach — cardiac. Glandular cells (T.E.M.) 75
25. Stomach — cardiac. Glandular cells (T.E.M.) 77
26. Stomach — cardiac. Endocrine cell and muscularis mucosae (T.E.M.) 79
27. Stomach — pyloric. (L.M. and S.E.M.) 81
28. Stomach — pyloric. Surface epithelial cells (T.E.M.) 83
29. Stomach — pyloric. Cross section of tubule (T.E.M.) 85
30. Stomach — pyloric. Cells at base of tubule and subepithelial plexus (T.E.M.) 87
31. Intestine (L.M.) 89
32. Intestine and rectum (L.M. Color) 91
33. Intestine (S.E.M.) 93
34. Intestine. Apex of epithelial cells (T.E.M.) 95
35. Intestine. Epithelial cells (T.E.M.) 97
36. Intestine. Gland (T.E.M.) 99
37. Intestine. Connective tissue adjacent to epithelium (T.E.M.) 101
38. Intestine. Auerbach's plexus (T.E.M.) 103
39. Pyloric caecum (L.M.) 105
40. Pyloric caecum slit open longitudinally. (S.E.M.) 107
41. Pyloric caecum. Apex of epithelial cells (T.E.M.) 109
42. Pyloric caecum. Supranuclear and Golgi regions of epithelial cells (T.E.M.) 111
43. Pyloric caecum. Bases of epithelial cells (T.E.M.) 113
44. Pyloric caecum. Gland (T.E.M.) 115
45. Pyloric caecum. Gland (T.E.M.) 117
46. Pyloric caecum. Connective tissue between glands and muscle layers (T.E.M.) 119
47. Pyloric caecum. Muscularis circularis (T.E.M.) 121
48. Pyloric caecum. Muscularis longitudinalis and serosa (T.E.M.) 123
49. Pyloric caecum. Auerbach's plexus (T.E.M.) 125
50. Ileo-rectal valve and rectum (L.M.) 127
51. Rectum (S.E.M.) 129
52. Rectum (S.E.M.) 131

Liste des planches

1. Cavité buccale et pharynx 29
2. Dents (MEB) 31
3. Dents (MEB) 33
4. Dents (MO. Coloration) 35
5. Bourgeons du goût (MO) 37
6. Bourgeons du goût et cellules muqueuses (MO. Coloration) 39
7. Bourgeons du goût de la cavité buccale (MO et MEB) 41
8. Bourgeons du goût de la cavité buccale et du pharynx (MEB) 43
9. Morphologie macroscopique du tube digestif 45
10. Surface interne du tube digestif 47
11. Oesophage (MO) 49
12. Oesophage (MEB) 51
13. Oesophage — épithélium stratifié (MET) 53
14. Oesophage — base de l'épithélium (MET) 55
15. Oesophage — plexus sous-muqueux (MET) 57
16. Oesophage — passage oeso-gastrique (MO et MEB) 59
17. Estomac — régions cardiale et fundique (MO) 61
18. Oesophage et estomac (MO. Coloration) 63
19. Estomac — région cardiale (MEB) 65
20. Estomac — région cardiale. Surface épithéliale (MET) 67
21. Estomac — région cardiale. Région sus-nucléaire d'une cellule épithéliale (MET) 69
22. Estomac — région cardiale. Base d'une cellule épithéliale (MET) 71
23. Estomac — région cardiale. Cellules du collet (MET) 73
24. Estomac — région cardiale. Cellules glandulaires (MET) 75
25. Estomac — région cardiale. Cellules glandulaires (MET) 77
26. Estomac — région cardiale. Cellule endocrine et musculaire muqueuse (MET) 79
27. Estomac — région pylorique. (MO et MEB) 81
28. Estomac — région pylorique. Cellules épithéliales de surface (MET) 83
29. Estomac — région pylorique. Coupe transversale d'un tubule (MET) 85
30. Estomac — région pylorique. Cellules à la base d'un tubule et plexus sous-épithélial (MET) 87
31. Intestin (MO) 89
32. Intestin et rectum (MO. Coloration) 91
33. Intestin (MEB) 93
34. Intestin. Apex de épithéliales (MET) 95
35. Intestin. Cellules épithéliales (MET) 97
36. Intestin. Glande (MET) 99
37. Intestin. Tissu conjonctif adjacent à l'épithélium (MET) 101
38. Intestin. Plexus d'Auerbach (MET) 103
39. Caecum pylorique (MO) 105
40. Caecum pylorique, incision longitudinale (MEB) 107
41. Caecum pylorique. Apex de cellules épithéliales (MET) 109
42. Caecum pylorique. Région sus-nucléaire et appareil de Golgi de cellules épithéliales (MET) 111
43. Caecum pylorique. Bases de cellules épithéliales (MET) 113
44. Caecum pylorique. Glande (MET) 115
45. Caecum pylorique. Glande (MET) 117
46. Caecum pylorique. Tissu conjonctif entre les glandes et les couches de muscles (MET) 119
47. Caecum pylorique. Couche de muscles circulaire (MET) 121

53. Rectum. Apex of epithelial cells (T.E.M.) 133
54. Rectum. Epithelium (T.E.M.) 135
55. Rectum. Epithelial surface (T.E.M.) 137
56. Rectum. Gland (T.E.M.) 139
57. Rectum. Gland and adjacent connective tissue (T.E.M.) 141
58. Rectum. Muscle layers (T.E.M.) 143
59. Cloaca (L.M.) 145
60. Gallbladder (L.M.) 147
61. Gallbladder and swimbladder (L.M. Color) 149
62. Gallbladder. Internal epithelial surface (S.E.M.) 151
63. Gallbladder. Epithelium (T.E.M.) 153
64. Gallbladder. Epithelial cells (T.E.M.) 155
65. Gallbladder. Base of epithelium and adjacent connective tissue (T.E.M.) 157
66. Gallbladder. Outer layer (T.E.M.) 159
67. Gallbladder. Outer surface (T.E.M.) 161
68. Liver (L.M.) 163
69. Liver. (April) (T.E.M.) 165
70. Liver. (April) (T.E.M.) 167
71. Liver. (April) Bile canaliculus cell (T.E.M.) 169
72. Liver. (April) Filament-rich cells (T.E.M.) 171
73. Liver. (September) (T.E.M.) 173
74. Pancreas (L.M.) 175
75. Pancreas — exocrine (T.E.M.) 177
76. Pancreas — exocrine (T.E.M.) 179
77. Pancreas — endocrine. Clear and alpha cells (T.E.M.) 181
78. Pancreas — endocrine. Clear and alpha cells (T.E.M.) 183
79. Pancreas — endocrine. Beta cells (T.E.M.) 185
80. Pancreas — endocrine. Beta cells (T.E.M.) 187
81. Pancreas — endocrine. Beta and delta cells (T.E.M.) 189
82. Pancreas — endocrine. Delta cells (T.E.M.) 191
83. Swimbladder wall (L.M.) 193
84. Swimbladder wall. Internal surface (S.E.M.) 195
85. Swimbladder wall. Tunica interna (T.E.M.) 197
86. Swimbladder wall. Loose connective tissue layer (T.E.M.) 199
87. Swimbladder wall. Junction of loose connective tissue and well-vascularised layers (T.E.M.) 201
88. Swimbladder wall. Well-vascularised layer (T.E.M.) 203
89. Swimbladder wall. Connective tissue (T.E.M.) 205
90. Swimbladder wall. Smooth muscle layer and tunica fibrosa (T.E.M.) 207
91. Rete mirabile (L.M.) 209
92. Rete mirabile (S.E.M.) 211
93. Rete mirabile. Secretory epithelial cells (T.E.M.) 213
94. Rete mirabile. Bundle of capillaries T.S. (T.E.M.) 215
95. Rete mirabile. Bundle of capillaries T.S. (T.E.M.) 217
96. Foramen ovale (L.M.) 219

48. Caecum pylorique. Couche de muscles longitudinale et séreuse (MET) 123
49. Caecum pylorique. Plexus d'Auerbach (MET) 125
50. Valvule iléo-rectale et rectum (MO) 127
51. Rectum (MEB) 129
52. Rectum (MEB) 131
53. Rectum. Apex de cellules épithéliales (MET) 133
54. Rectum. Épithélium (MET) 135
55. Rectum. Surface de l'épithélium (MET) 137
56. Rectum. Glande (MET) 139
57. Rectum. Glande et tissu conjonctif adjacent (MET) 141
58. Rectum. Couches musculaires (MET) 143
59. Cloaque (MO) 145
60. Vésicule biliaire(MO) 147
61. Vésicule biliaire et vessie natatoire (MO. Coloration) 149
62. Vésicule bilaire. Surface épithéliale interne (MEB) 151
63. Vésicule biliaire. Épithélium (MET) 153
64. Vésicule biliaire. Cellules épithéliales (MET) 155
65. Vésicule biliaire. Base de l'épithélium et tissu conjonctif adjacente (MET) 157
66. Vésicule biliaire. Couche externe (MET) 159
67. Vésicule biliaire. Surface externe (MET) 161
68. Foie (MO) 163
69. Foie (avril) (MET) 165
70. Foie (avril) (MET) 167
71. Foie (avril). Cellule de canalicule biliaire (MET) 169
72. Foie (avril). Cellules riches en filaments (MET) 171
73. Foie (septembre)(MET) 173
74. Pancréas (MO) 175
75. Pancréas exocrine (MET) 177
76. Pancréas exocrine (MET) 179
77. Pancréas endocrine. Cellules claires et cellules alpha (MET) 181
78. Pancréas endocrine. Cellule claire et cellule alpha (MET) 183
79. Pancréas endocrine. Cellules bêta (MET) 185
80. Pancréas endocrine. Cellules bêta (MET) 187
81. Pancréas endocrine. Cellules bêta et cellules delta (MET) 189
82. Pancréas endocrine. Cellules delta (MET) 191
83. Paroi de la vessie natatoire (MO) 193
84. Paroi de la vessie natatoire. Surface interne (MEB) 195
85. Paroi de la vessie natatoire. Tunique interne (MET) 197
86. Paroi de la vessie natatoire. Couche de tissu conjonctif lâche (MET) 199
87. Paroi de la vessie natatoire. Jonction du tissu conjonctif lâche et des couches bien vascularisées (MET) 201
88. Paroi de la vessie natatoire. Couche bien vascularisée (MET) 203
89. Paroi de la vessie natatoire. Tissu conjonctif (MET) 205
90. Paroi de la vessie natatoire. Couche musculaire lisse et tunique fibreuse (MET) 207
91. Réseau admirable (MO) 209
92. Réseau admirable (MEB) 211
93. Réseau admirable. Cellules épithéliales sécrétrices (MET) 213
94. Réseau admirable. Faisceau de capillaires. CT (MET) 215
95. Réseau admirable. Faisceau de capillaires. CT (MET) 217
96. Foramen ovale (MO) 219

Plates **Planches**

Plate 1. Buccal cavity and pharynx.

FIG. 1. Roof of mouth. Bar = 1 cm.
- a. Teeth on premaxilla.
- b. Teeth on prevomer.
- c. Pharyngeal tooth plate.

FIG. 2. Floor of mouth. Bar = 1 cm.
- a. Barbel.
- b. Teeth on dentary.
- c. Tongue.
- d. Pharyngeal tooth plate.

FIG. 3. Gill arches closed together. Bar = 2 mm.
- a. First gill arch.
- b. Second gill arch.
- c. Third gill arch.
- d. Fourth gill arch.
- e. Rakers.
- f. Pharyngeal tooth plate on floor of mouth.

FIG. 4. First gill arch. Bar = 1 mm.
- a. Raker.
- b. Conical projection with teeth.
- c. Gill filaments.

Planche 1. Cavité buccale et pharynx

FIG. 1. Plafond de la cavité buccale. Échelle = 1 cm
- a. Dents sur le prémaxillaire
- b. Dents sur le prévomer
- c. Plaque dentaire pharyngienne

FIG. 2. Plancher buccal. Échelle = 1 cm
- a. Barbillon
- b. Dents sur le dentaire
- c. Langue
- d. Plaque dentaire pharyngienne

FIG. 3. Arcs branchiaux rapproché. Échelle = 2 mm
- a. Premier arc branchial
- b. Deuxième arc branchial
- c. Troisième arc branchial
- d. Quatrième arc branchial
- e. Branchicténies
- f. Plaque dentaire pharyngienne sur le plancher buccal

FIG. 4. Premier arc branchial. Échelle = 1 mm.
- a. Branchicténie
- b. Projection conique dentée
- c. Filaments branchiaux

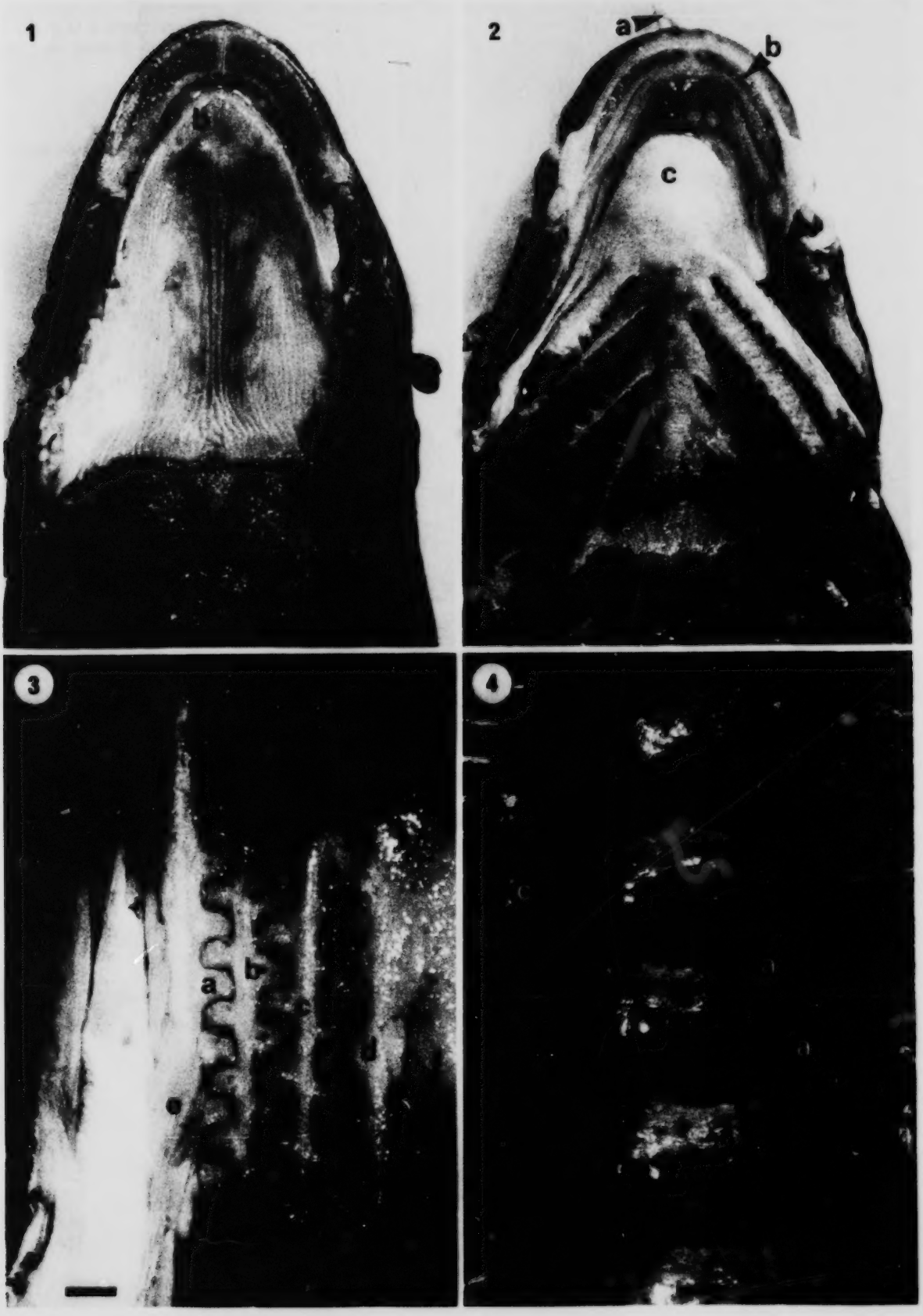

1
2
a
b
c
3
a
b
c
4

Plate 2. Teeth. (S.E.M.)
Anterior border of specimens at top of plate.
Bar = 1 mm.

Legend for FIG. 1 to 4
a. Emerged tooth.
b. Tooth starting to emerge.
c. Papillae supporting taste-buds.

FIG. 1. Teeth on premaxilla.

FIG. 2. Teeth on dentary.

FIG. 3. Teeth on prevomer.

FIG. 4. Teeth on lower pharyngeal tooth plate.

Planche 2. Dents (MEB)
Bord antérieur des spécimens à la partie supérieure de la planche. Échelle = 1 mm.

Légende des figures 1 à 4
a. Dent percée
b. Dent qui commence à percer
c. Papilles portant les bourgeons du goût

FIG. 1. Dents sur le prémaxillaire

FIG. 2. Dents sur le dentaire

FIG. 3. Dents sur le prévomer

FIG. 4. Dents sur la partie inférieure de la plaque dentaire pharyngienne

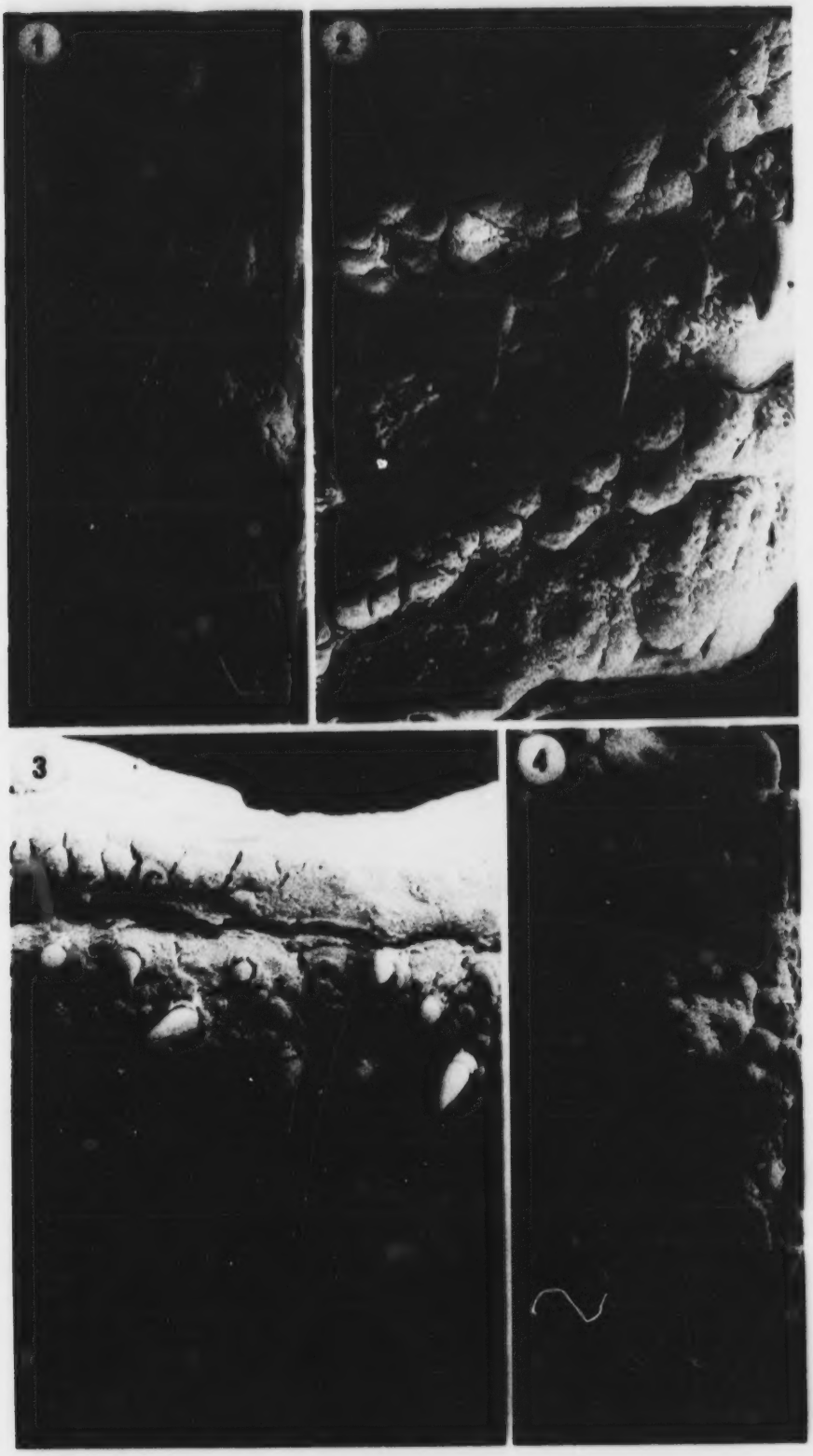

1
2
3
4

Plate 3. Teeth. (S.E.M.)

FIG. 1. Teeth on second gill arch. Bar = 500 μm. Stereo-pair.
- a. Gill arch.
- b. Tooth on conical projection of gill arch facing viewer.
- c. Conical projection from second row on gill arch, facing away from viewer.
- d. Taste-bud.

FIG. 2. Teeth on lower pharyngeal tooth plate. Bar = 200 μm.
- a. Surface of conical enameloid cap.
- b. Surface of shaft of tooth below cap.

FIG. 3. Surface of vomerine tooth. Bar = 10 μm. Legend as for Fig 2.

Planche 3. Dents (MEB)

FIG. 1. Dents sur le deuxième arc branchial. Échelle = 500 μm. Couple stéréo.
- a. Arc branchial
- b. Dent sur la projection conique de l'arc branchial face à l'observateur
- c. Projection conique à partir du deuxième rang de l'arc branchial, vue éloignée de l'observateur
- d. Bourgeon du goût

FIG. 2. Dents sur la partie inférieure de la plaque dentaire pharyngienne. Échelle = 200 μm.
- a. Surface de la capsule conique d'énaméloïde
- b. Surface de l'axe de la dent sous la capsule

FIG. 3. Surface d'une dent vomérienne. Échelle = 10 μm.
Même légende que pour la figure 2.

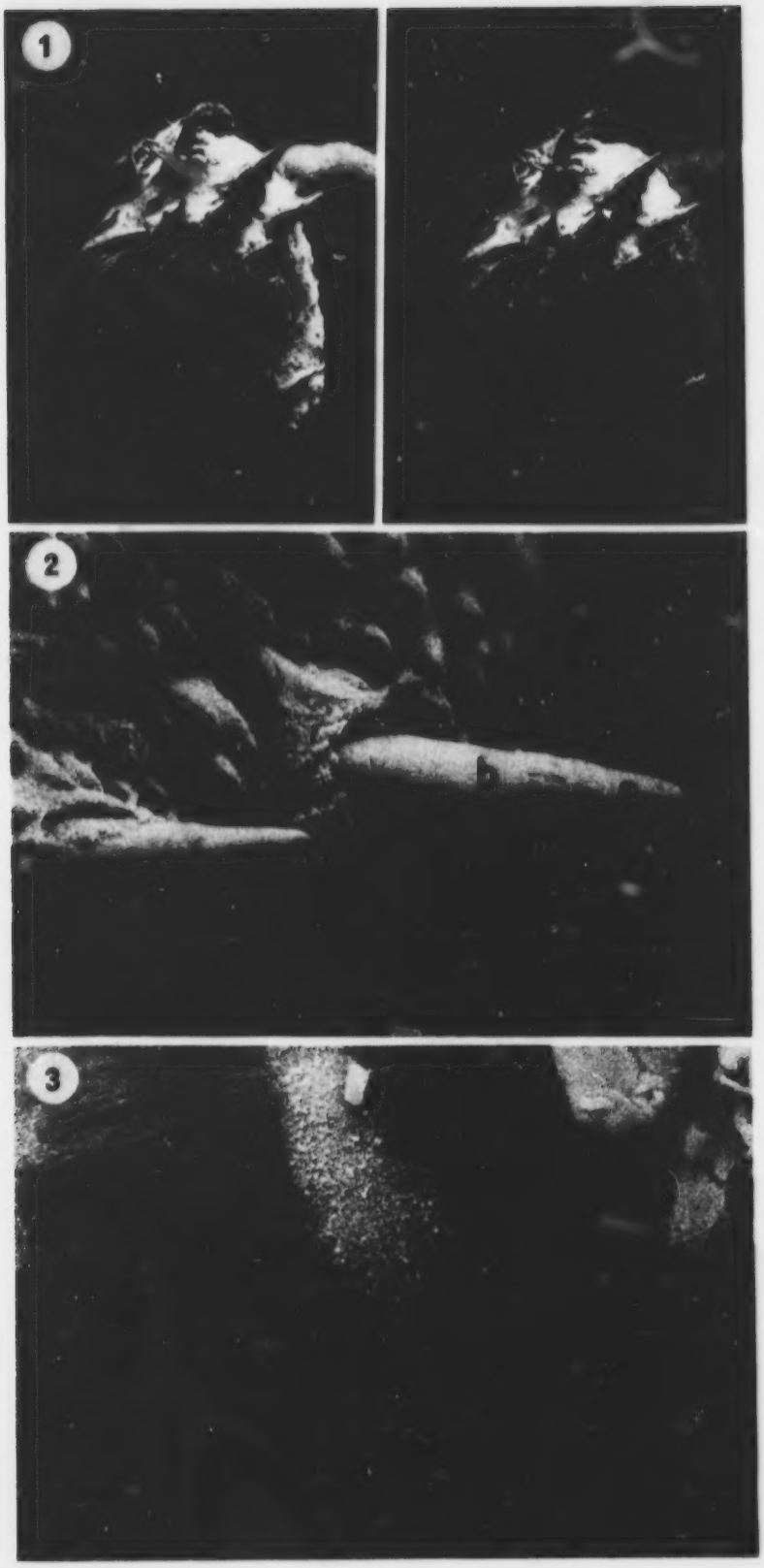

1
2
3

Plate 4. Teeth (L.M. Color)
(Bar = 500 μm.)

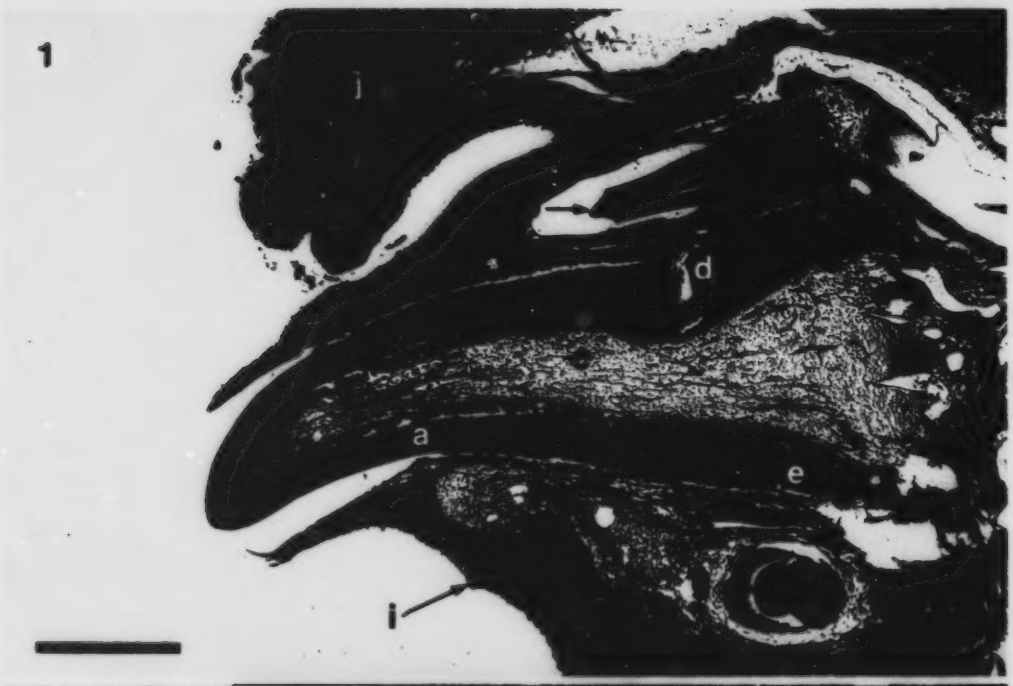
FIG. 1. Teeth on lower jaw. (Formalin. Masson's).
- a. Vasodentine.
- b. Enameloid cap.
- c. Pulp.
- d. Attachment bone.
- e. Ligament attaching tooth to attachment bone.
- f. Hinge.
- g. Mineralization in enameloid.
- h. Dental epithelium.
- i. Taste bud.
- j. Dense connective tissue layer.

FIG. 2. Tooth on upper cartilaginous tooth plate. (Formalin. P.A.S.)
- a. Vasodentine.
- b. Enameloid cap.
- c. Pulp.
- d. Attachment bone.
- e. Ligament attaching tooth to attachment bone.
- f. Hinge.
- g. Cartilage.
- h. Bone.
- i. Mucous cells.
- j. Dense connective tissue layer.

Planche 4. Dents (MO. Coloration)
Échelle = 500 μm

FIG. 1. Dents de la mâchoire inférieure (Formol. Masson)
- a. Vasodentine
- b. Capsule d'énaméloïde
- c. Pulpe
- d. Os d'attache
- e. Ligament unissant la dent à l'os d'attache
- f. Charnière
- g. Minéralisation dans l'énaméloïde
- h. Épithélium dentaire
- i. Bourgeon du goût
- j. Couche de tissu conjonctif dense

FIG. 2. Dent sur la partie supérieure de la plaque dentaire cartilagineuse (Formol, PAS)
- a. Vasodentine
- b. Capsule d'énaméloïde
- c. Pulpe
- d. Os d'attache
- e. Ligament unissant la dent à l'os d'attache
- f. Charnière
- g. Cartilage
- h. Os
- i. Cellules muqueuses
- j. Couche de tissu conjonctif dense


1
j
d
a
e
l

2
l
j
d
a
e
d
b

Plate 5. Taste-buds (L.M.)
(Bar = 500 μm.)

FIG. 1. Upper lip. (Formalin. Trichrome).
a. Stratified squamous epithelium.
b. Dense connective tissue layer.
c. Taste buds.
d. Tooth.

FIG. 2. Dorsal surface of tongue. (Helly's. H.&E.)
a. Stratified squamous epithelium.
b. Dense connective tissue layer.
c. Taste buds.
d. Bundle of collagen fibres.
e. Metacercarian cyst.

Planche 5. Bourgeons du goût (MO)
Échelle = 500 μm

FIG. 1. Lèvre supérieure (Formol. Trichrome)
a. Épithélium pavimenteux stratifié
b. Couche de tissu conjonctif dense
c. Bourgeons du goût
d. Dent

FIG. 2. Surface dorsale de la langue (Helly. H et É)
a. Épithélium pavimenteux stratifié
b. Couche de tissu conjonctif dense
c. Bourgeons du goût
d. Faisceau de fibres de collagène
e. Kyste de métacercaire

1
c

2
c

Plate 6. Taste buds and mucous cells. (L.M. Color)
Bar = 100 μm.

FIG. 1. Dorsal surface of tongue. (Helly's. P.A.S.).
a. Goblet cells.
b. Taste bud.
c. Dense connective tissue layer.
d. P.A.S. positive ground substance.

FIG. 2. Roof of mouth. (Helly's. P.A.S.).
a. Goblet cells.
b. Taste bud.
c. Dense connective tissue layer.
d. Dermal papilla.

Planche 6. Bourgeons du goût et cellules muqueuses (MO. Coloration)
Échelle = 100 μm

FIG. 1. Surface dorsale de la langue (Helly. PAS)
a. Cellules caliciformes
b. Bourgeon du goût
c. Couche de tissu conjonctif dense
d. Substance fondamentale à coloration positive au PAS

FIG. 2. Plafond de la cavité buccale (Helly. PAS)
a. Cellules caliciformes
b. Bourgeon du goût
c. Couche de tissu conjonctif dense
d. Papille dermique

1
d

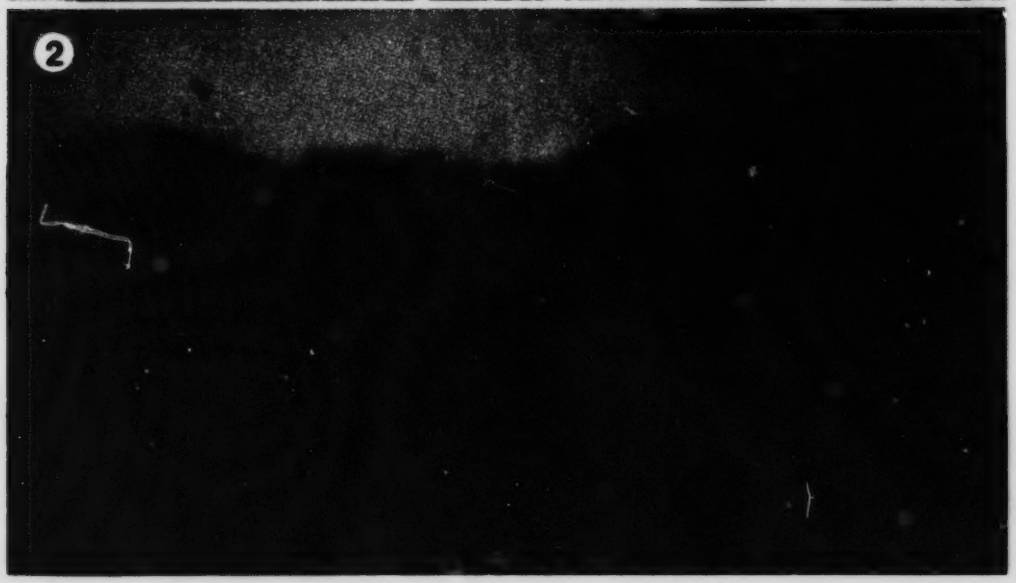

2

Plate 7. Taste buds in buccal cavity. (L.M. and S.E.M.)

FIG. 1. Taste bud on tongue (L.M. J.B.-4 resin. Van Gieson) Bar = 20 μm.
a. Light cell.
b. Dark cell.
c. Basal cell.
d. Dermal papilla.

FIG. 2. Roof of mouth. (S.E.M.). Bar = 100 μm.
a. Taste bud.

FIG. 3. Dorsal surface of tongue. (S.E.M.).
Bar = 20 μm.
a. Taste bud.

FIG. 4. Papillae between teeth on vomer. (S.E.M.).
Bar = 100 μm.
a. Taste bud.

Planche 7. Bourgeons du goût de la cavité buccale (MO et MEB)

FIG. 1. Bourgeon du goût sur la langue (MO, résine J.B.-4. Van Gieson) Échelle = 20 μm
a. Cellule claire
b. Cellule sombre
c. Cellule basale
d. Papille dermique

FIG. 2. Plafond de la cavité buccale. (MEB). Échelle = 100 μm
a. Bourgeon du goût

FIG. 3. Surface dorsale de la langue. (MEB).
Échelle = 20 μm
a. Bourgeon du goût.

FIG. 4. Papilles situées entre les dents sur le vomer. (MEB).
Échelle = 100 μm
a. Bourgeon du goût.

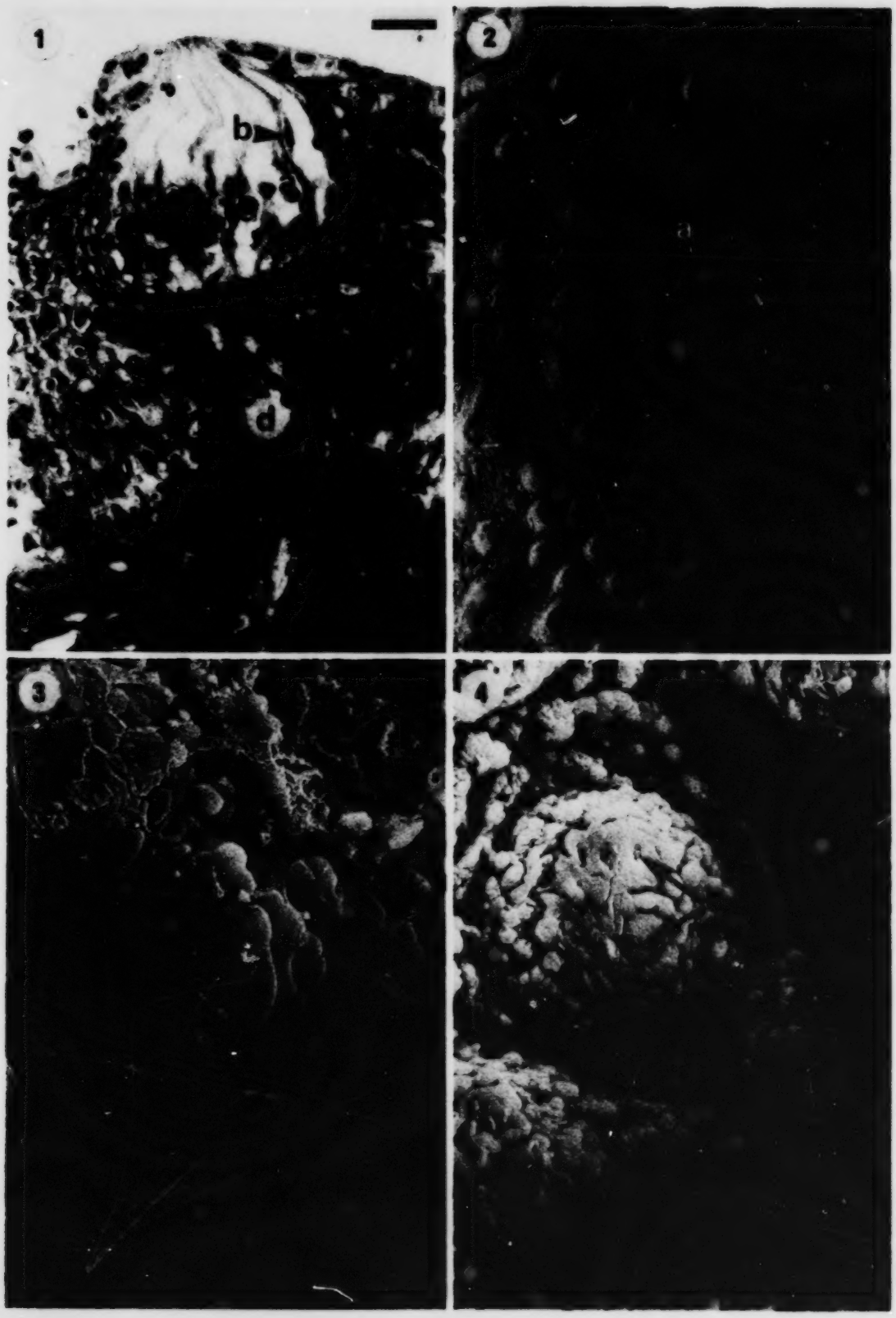

1
b
d
2
3
4

Plate 8. Taste buds in buccal cavity and pharynx. (S.E.M.)

FIG. 1. Taste bud on papilla behind teeth on lower jaw. Bar = 10 μm.
a. Tips of cells of taste bud.
b. Microridges on surface of squamous epithelial cells.

FIG. 2. Taste bud behind teeth of lower jaw. Bar = 10 μm.
a. Cells of taste bud.

FIG. 3. Taste bud on papilla between vomerine teeth. Bar = 1 μm.
a. Appendages of different sizes and shapes on surfaces of cells of taste bud.

FIG. 4. Surface of epithelium on upper pharyngeal tooth plate. Bar = 10 μm.
a. Mucous cells.
b. Taste bud.

Planche 8. Bourgeons du goût de la cavité buccale et du pharynx. (MEB)

FIG. 1. Bourgeon du goût sur une papille derrière les dents de la mâchoire inférieure. Échelle = 10 μm
a. Extrémités des cellules du bourgeon du goût
b. Microcrêtes à la surface de cellules épithéliales pavimenteuses

FIG. 2. Bourgeon du goût situé derrière les dents de la mâchoire inférieure. Échelle = 10 μm
a. Cellules d'un bourgeon

FIG. 3. Bourgeon du goût sur une papille se trouvant entre les dents vomériennes. Échelle = 1 μm
a. Appendices de tailles et de formes variés à la surface des cellules du bourgeon du goût

FIG. 4. Surface de l'épithélium de la partie supérieure de la plaque dentaire pharyngienne. Échelle = 10 μm
a. Cellules muqueuses
b. Bourgeon du goût

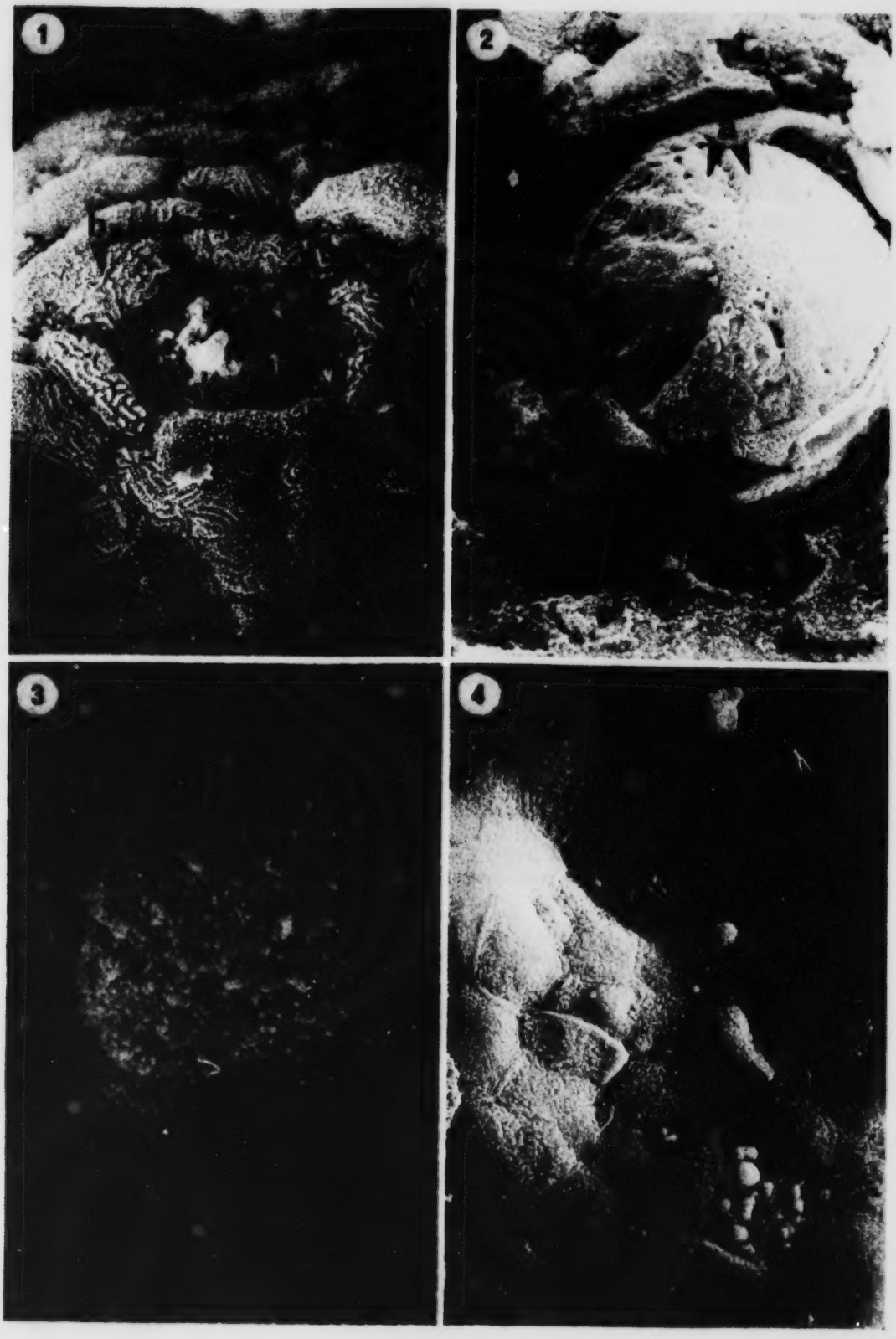

1
2
3
4

Plate 9. Gross morphology of the digestive tract.

Legend for Fig. 1–3.

a. Oesophagus.
b. Cardiac part of stomach.
c. Fundic part of stomach.
d. Pyloric part of stomach.
e. Pyloric caeca.
f. Intestine.
g. Rectum.
h. Cloaca.
i. Liver.
j. Gall bladder.
k. Spleen.
l. Pancreas.
m. Bile duct.

FIG. 1. Left body wall removed to display the alimentary canal in its natural position in the body cavity.

FIG. 2. Liver displaced and gonads and urinary sinus removed.

FIG. 3. Alimentary canal from oesophagus to cloaca, excised from the body cavity. Bar = 2 cm.

FIG. 4. Internal surface of alimentary tract from oesophagus to anterior ileum following mid-ventral incision. Bar = 1 cm.
a. Fine, mainly longitudinal, mucosal folds of oesophagus.
b. Mucosal fold of cardiac part of stomach.
c. Pyloric sphincter.
d. Pyloric caeca.

Planche 9. Morphologie macroscopique du tube digestif

Légende des figures 1 à 3

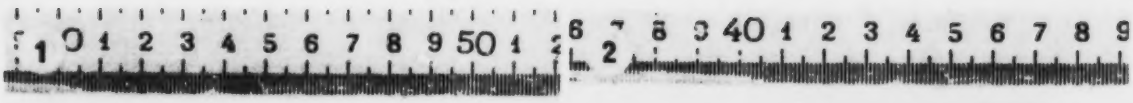
a. Oesophage
b. Région cardiale de l'estomac
c. Région fundique de l'estomac
d Région pylorique de l'estomac
e. Caecums pyloriques
f. Intestin
g. Rectum
h. Cloaque
i. Foie
j. Vésicule biliaire
k. Rate
l. Pancréas
m. Canal cholédoque

FIG. 1. Paroi abdominale gauche excisée pour montrer le tube digestif en position anatomique dans la cavité abdominale.

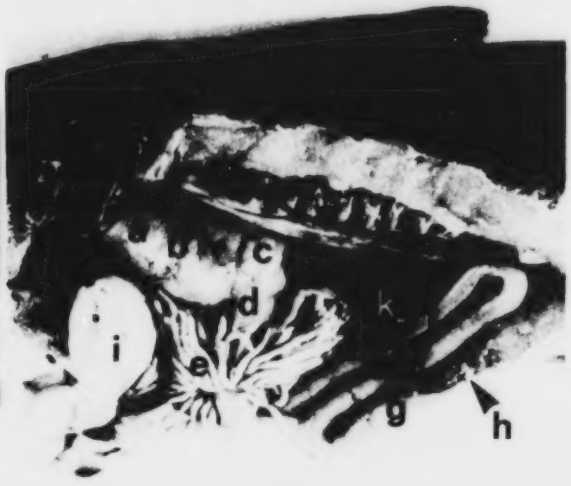
FIG. 2. Foie déplacé, gonades et sinus urinaire excisés.

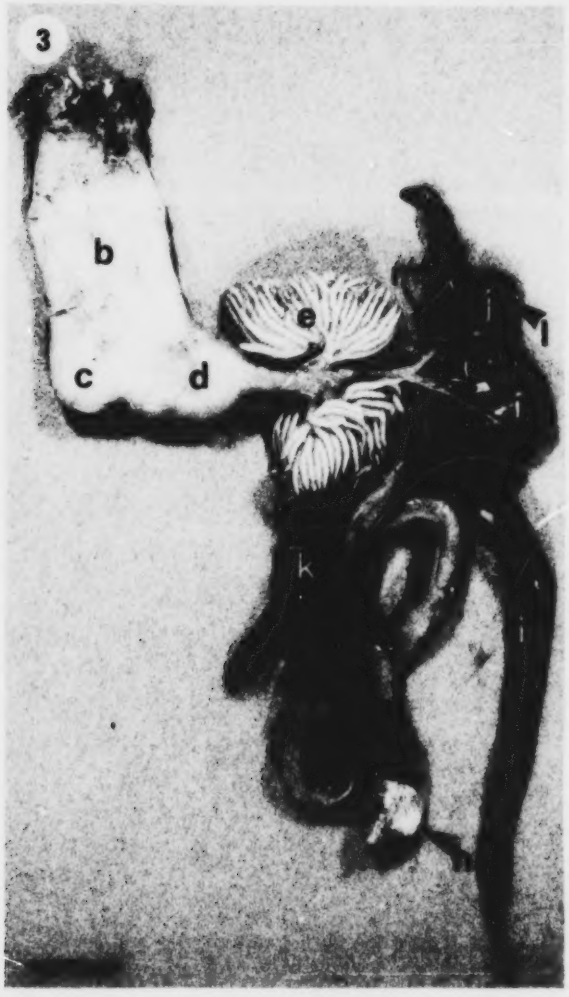
FIG. 3. Tube digestif depuis l'oesophage jusqu'au cloaque, excisé de la cavité abdominale. Échelle = 2 cm

FIG. 4. Surface interne du tube digestif depuis l'oesophage jusqu'à la partie antérieure de l'iléon le long d'une incision médiane. Échelle = 1 cm.
a. Replis muqueux fins, surtout longitudinaux, de l'oesophage
b. Repli muqueux de la région cardiale de l'estomac
c. Sphincter pylorique
d. Caecums pyloriques



i
h


b
c
d
k
i
e
g
h


3
b
e
c
d
k

4
a
b
c

Plate 10. Internal surface of digestive tract.

FIG. 1. Internal surface of junction between stomach and ileum following mid-ventral incision. Bar = 5 mm.
- a. Pyloric part of stomach.
- b. Openings of ducts of pyloric caeca. Nematodes (N) can be seen coming out of some of these openings.
- c. Opening of bile duct.

FIG. 2. Internal surface of ileo-rectal junction. Bar = 2 mm.
- a. Ileum.
- b. Rectum.
- c. Ileo-rectal valve.

Planche 10. Surface interne du tube digestif

FIG. 1. Surface interne de la jonction entre l'estomac et l'iléon après une incision médiane. Échelle = 5 mm
- a. Région pylorique
- b. Orifice des canaux des caecums pyloriques. On peur voir des nématodes (N) qui sortent par quelques-uns des orifices.
- c. Orifice du canal cholédoque

FIG. 2. Surface interne de la jonction iléo-rectale. Échelle = 2 mm.
- a. Iléon
- b. Rectum
- c. Valvule iléo-rectale

Plate 11. Oesophagus. (L.M.)

FIG. 1. Longitudinal section. (Formalin. H. & E.). Bar = 0.5 mm.
- a. Stratified squamous epithelium.
- b. Stratum compactum.
- c. Loose connective tissue.
- d. Muscularis longitudinalis.
- e. Muscularis circularis.
- f. Serosa.

FIG. 2. Epithelium and submucosa. (J.B.-4 resin. H. & E.). Bar = 100 μm.
- a. Goblet cells.
- b. Stratum compactum.
- c. Loose connective tissue.

FIG. 3. Rostral part of oesophagus. (J.B.-4 resin. H. & E.). Bar = 0.5 mm.
- a. Taste buds.

FIG. 4. Serosa. (Formalin. Masson's). Bar = 100 μm.
- a. Mesothelium.
- b. Nerve fibres of subserous plexus.
- c. Capillaries and small blood vessels.

Planche 11. Oesophage (MO)

FIG. 1. Coupe longitudinale (Formol, H et É). Échelle = 0,5 mm
- a. Épithélium pavimenteux stratifié
- b. Couche compacte
- c. Tissu conjonctif lâche
- d. Couche de muscles longitudinale
- e. Couche de muscles circulaire
- f. Séreuse

FIG. 2. Épithélium et sous-muqueuse (Résine J.-B.-4. H et É)Échelle = 100 μm
- a. Cellules caliciformes
- b. Couche compacte
- c. Tissu conjonctif lâche

FIG. 3. Partie antérieure de l'oesophage (Résine J.-B.-4. H et É) Échelle = 0.5 mm
- a. Bourgeons du goût

FIG. 4. Séreuse (Formol. Masson). Échelle = 100 μm
- a. Mésothélium
- b. Fibres nerveuses du plexus sous-séreux
- c. Capillaires et petits vaisseaux sanguins

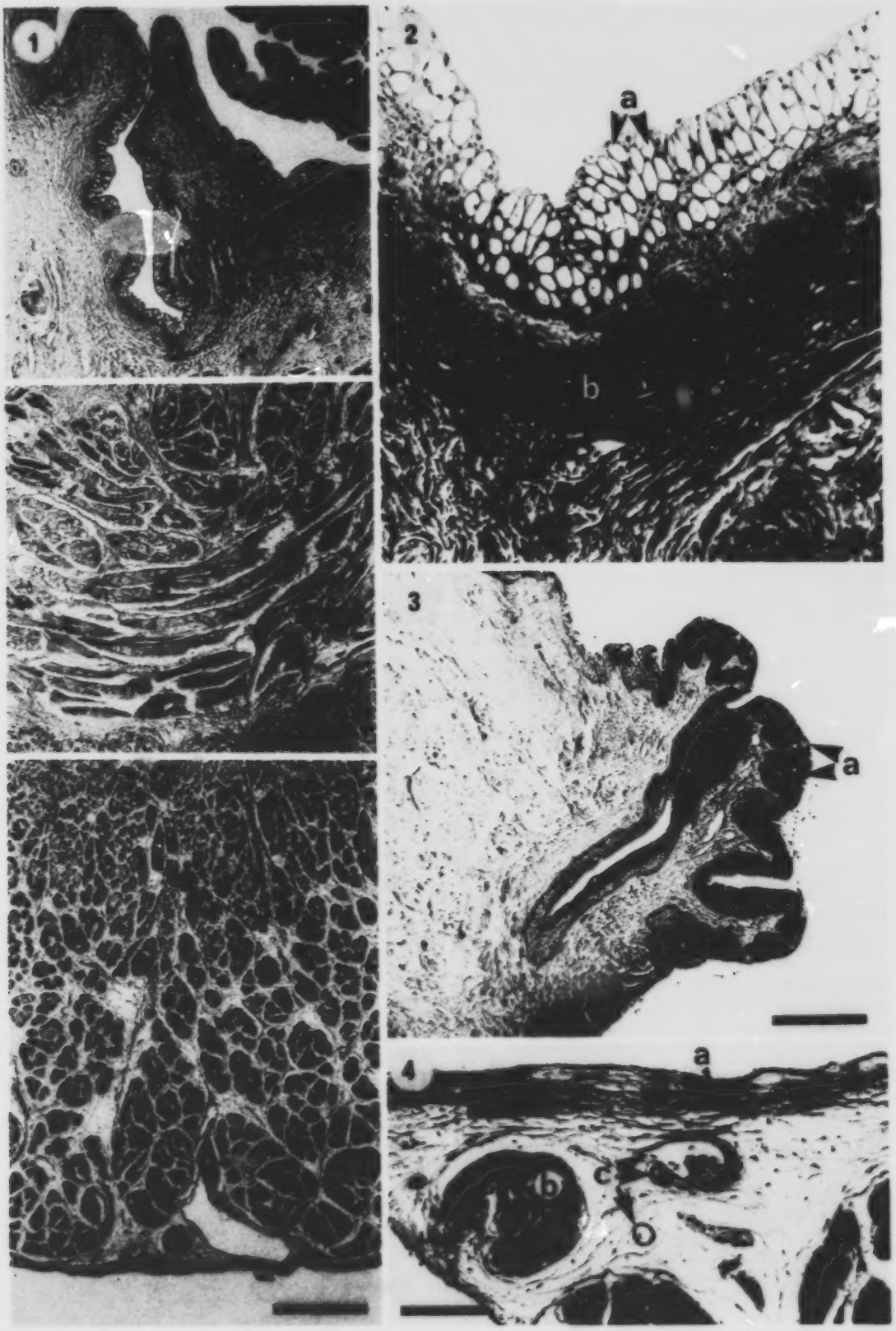

1
2
a
b
3
a
4
a
b
c

Plate 12. Oesophagus. (S.E.M.)

FIG. 1. Bar = 100 μm.
a. Longitudinal folds.

FIG. 2. Bar = 10 μm.
a. Opening of mucous cell.

FIG. 3. Bar = 2 μm.
a. Microridges.

FIG. 4. Bar = 1 μm.
a. Protrusions on microridges.

FIG. 5. Bar = 20 μm.
a. Tip of taste bud.
b. Openings of mucous cells.

Planche 12. Oesophage (MEB)

FIG. 1. Échelle = 100 μm
a. Replis longitudinaux

FIG. 2. Échelle = 10 μm
a. Ouverture d'une cellule muqueuse

FIG. 3. Échelle = 2 μm
a. Microcrêtes

FIG. 4. Échelle = 1 μm
a. Saillies sur les microcrêtes

FIG. 5. Échelle = 20 μm
a. Extrémité d'un bourgeon du goût
b. Orifices de cellules muqueuses

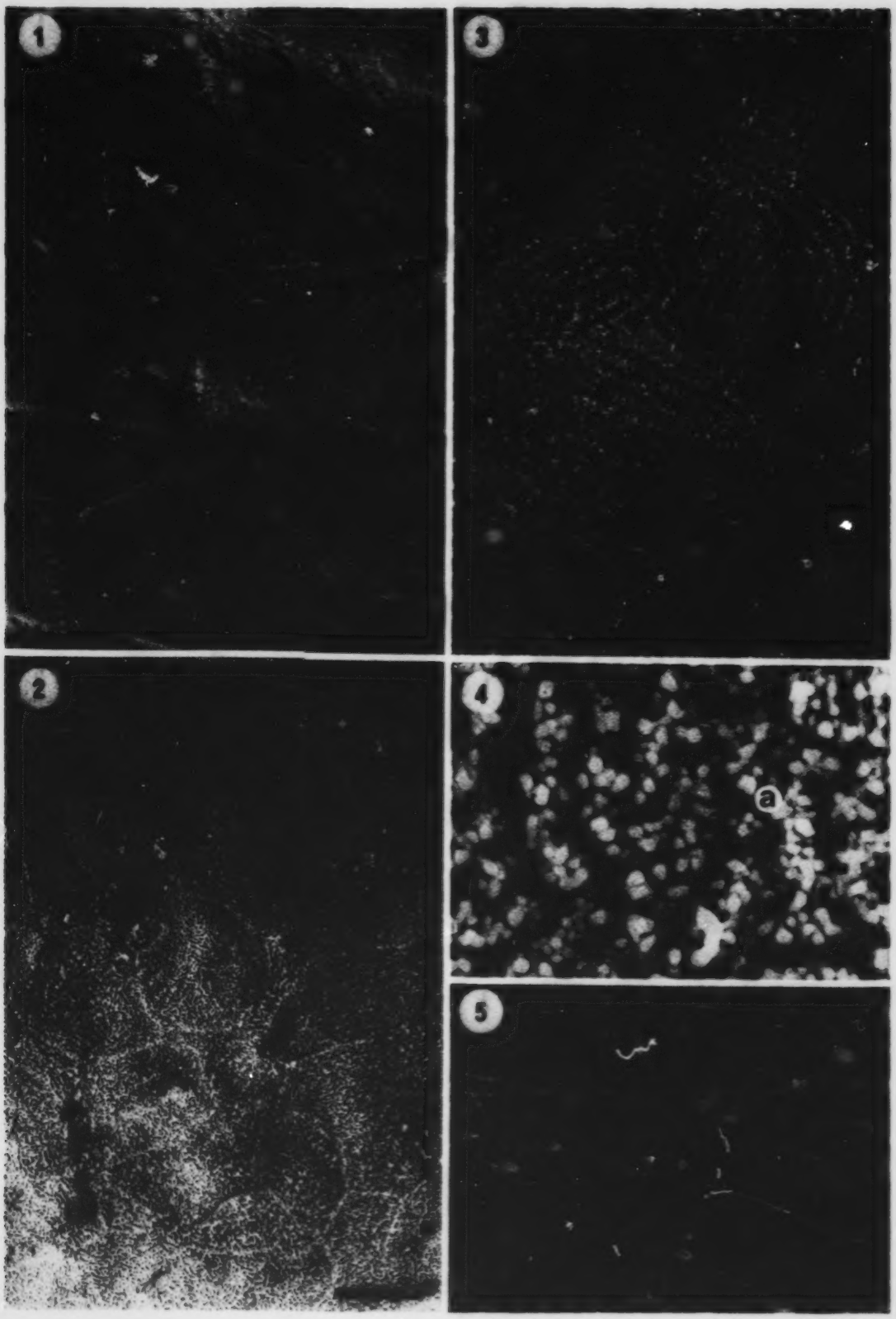

1
3
2
4
a
5

Plate 13. Oesophagus — stratified epithelium. (T.E.M.)

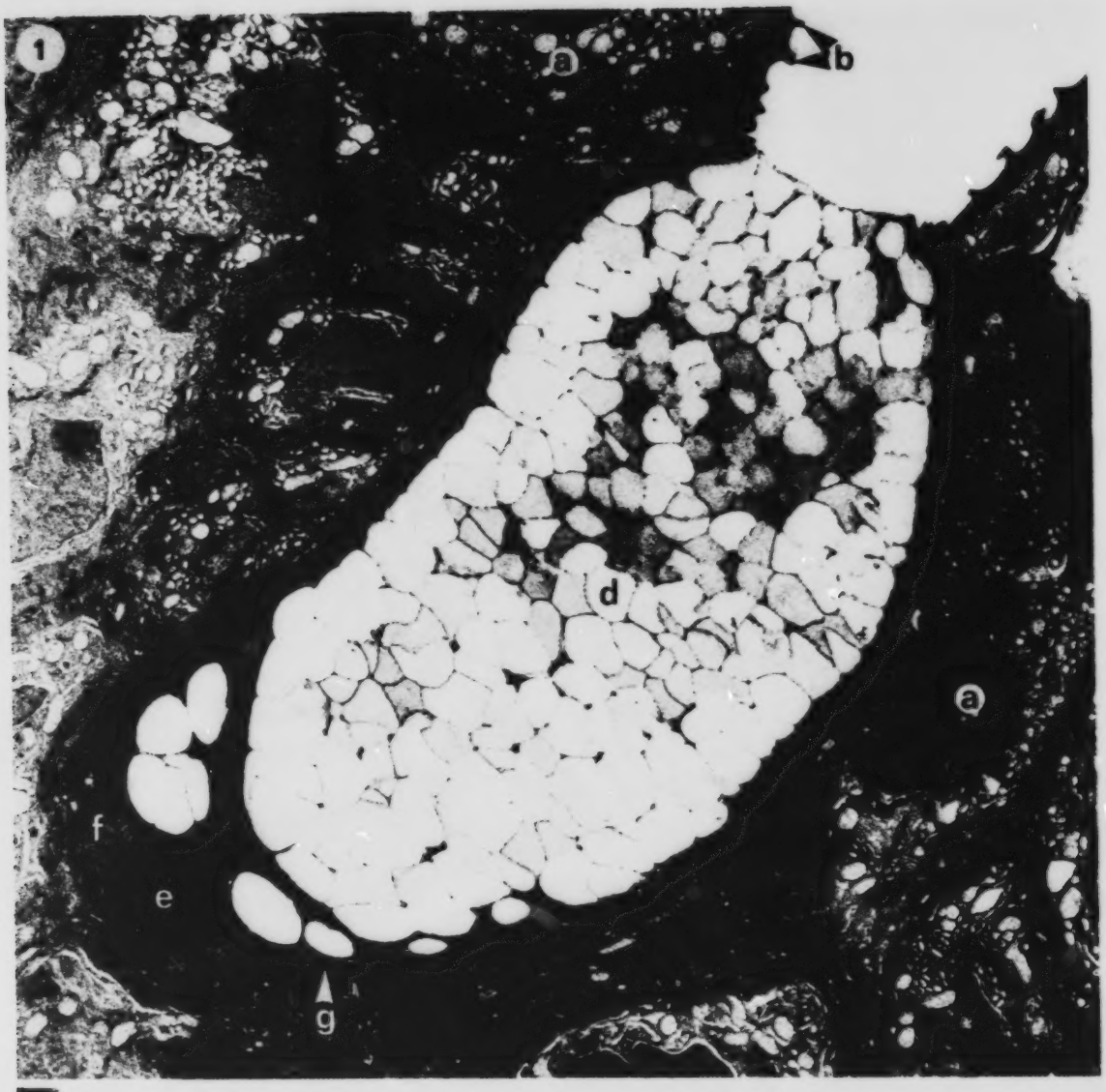
FIG. 1. Upper layers of stratified epithelium. Bar = 5 μm.
- a. Stratified squamous epithelial cell.
- b. Microridges.
- c. Desmosomes.
- d. Mucous cell.
- e. Nucleus.
- f. Rough endoplasmic reticulum.
- g. Golgi apparatus.

FIG. 2. Surface of squamous epithelial cell. Bar = 500 nm.
- a. Microridge.
- b. Glycocalyx.

Planche 13. Oesophage — épithélium stratifié (MET)

FIG. 1. Couches supérieures de l'épithélium stratifié. Échelle = 5 μm
- a. Cellule épithéliale pavimentée stratifiée
- b. Microcrêtes
- c. Desmosomes
- d. Cellule muqueuse
- e. Noyau
- f. Réticulum endoplasmique rugueux
- g. Appareil de Golgi

FIG. 2. Surface d'une cellule épithéliale pavimenteuse. Échelle = 500 mm
- a. Microcrêtes
- b. Glycocalyx


1
a
b
d
a
f
e
g

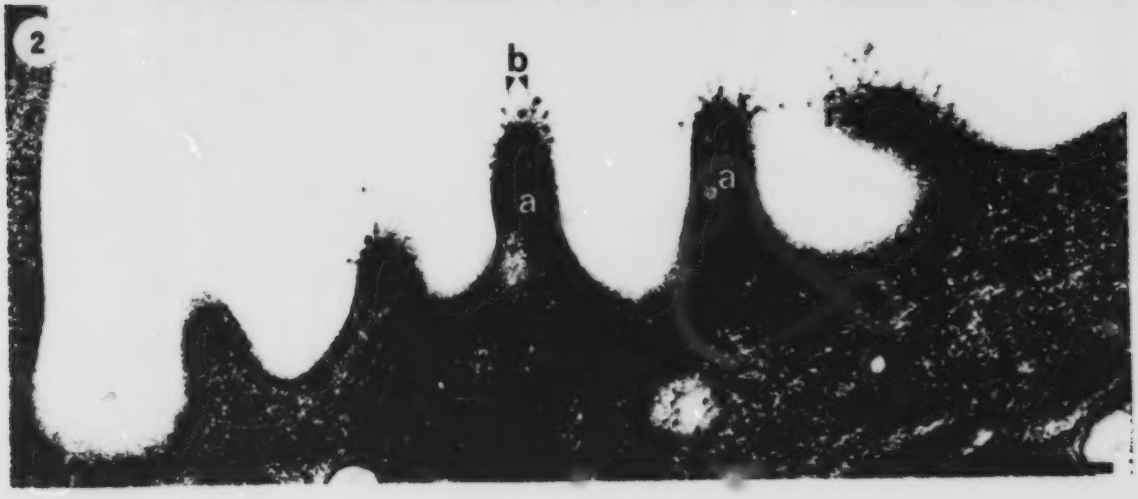

2
b
a
a

Plate 14. Oesophagus — base of epithelium. (T.E.M.)

FIG. 1. Bases of epithelial cells. Bar = 2 μm.
- a. Desmosome.
- b. Intracytoplasmic filaments.
- c. Lymphocyte.
- d. Basement membrane.
- e. Fibroblast.
- f. Collagen fibrils.

FIG. 2. Stratum compactum. Bar = 5 μm.
- a. Basement membrane of epithelial layer.
- b. Fibroblast.
- c. Collagen fibrils.

Planche 14. Oesophage — base de l'épithélium (MET)

FIG. 1. Bases de cellules épithéliales. Échelle = 2 μm
- a. Demosome
- b. Filaments intracytoplasmiques
- c. Lymphocyte
- d. Membrane basale
- e. Fibroblaste
- f. Fibrilles de collagène

FIG. 2. Couche compacte. Échelle = 5 μm
- a. Membrane basale de la couche épithéliale
- b. Fibroblaste
- c. Fibrilles de collagène

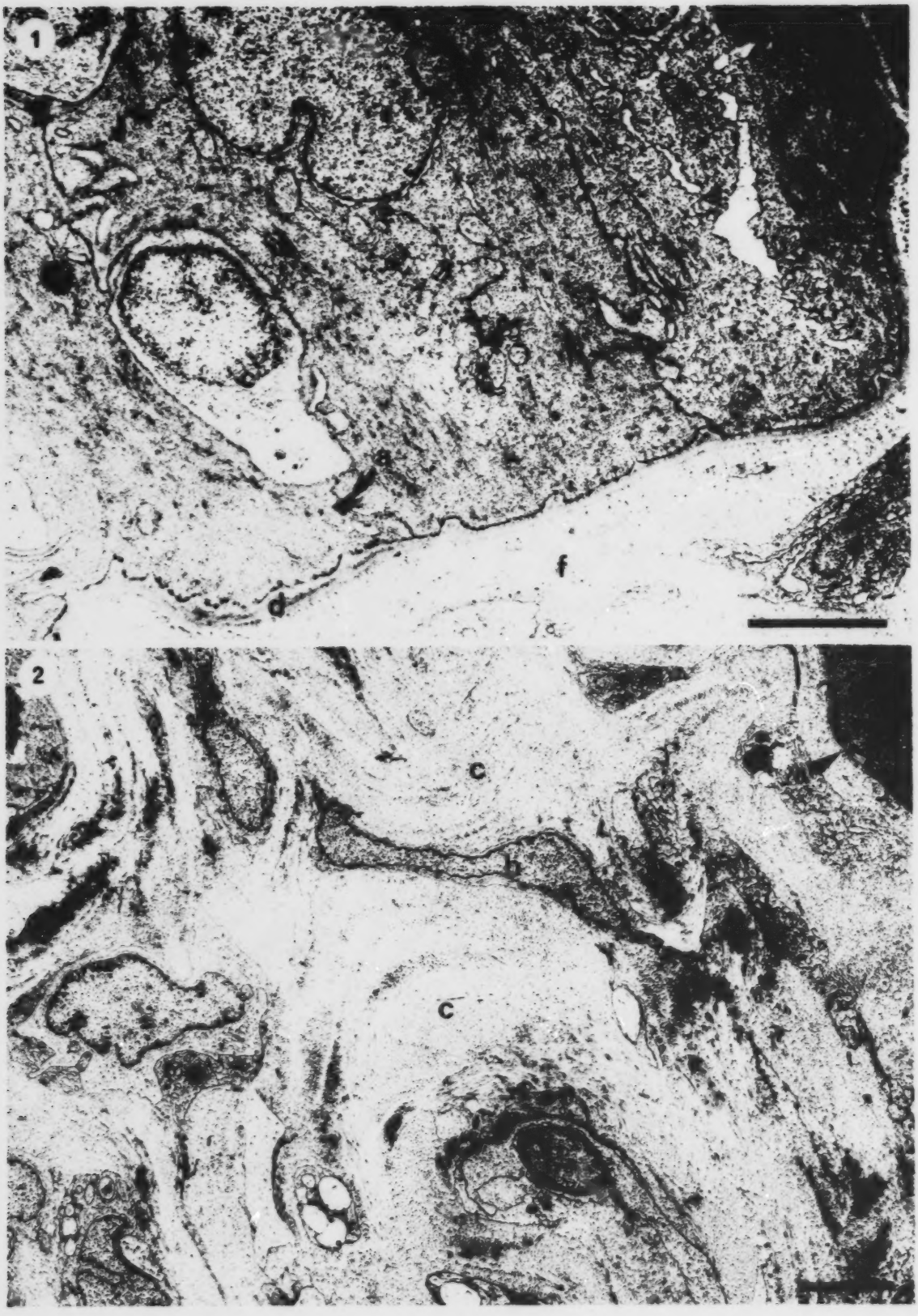

1
d
f
2
c
b
c

Plate 15. Oesophagus — submucosal plexus. (T.E.M.)
Bar = 2 μm.

a. Schwann cell.
b. Myelinated nerve.
c. Unmyelinated nerve.
d. Collagen fibrils.
e. Fibroblast.
f. Macrophage.

Planche 15. Oesophage — plexus sous-muqueux (MET)
Échelle — 2 μm

a. Cellule de Schwann
b. Nerf myélinisé
c. Nerf non myélinisé
d. Fibrilles de collagène
e. Fibroblaste
f. Macrophage

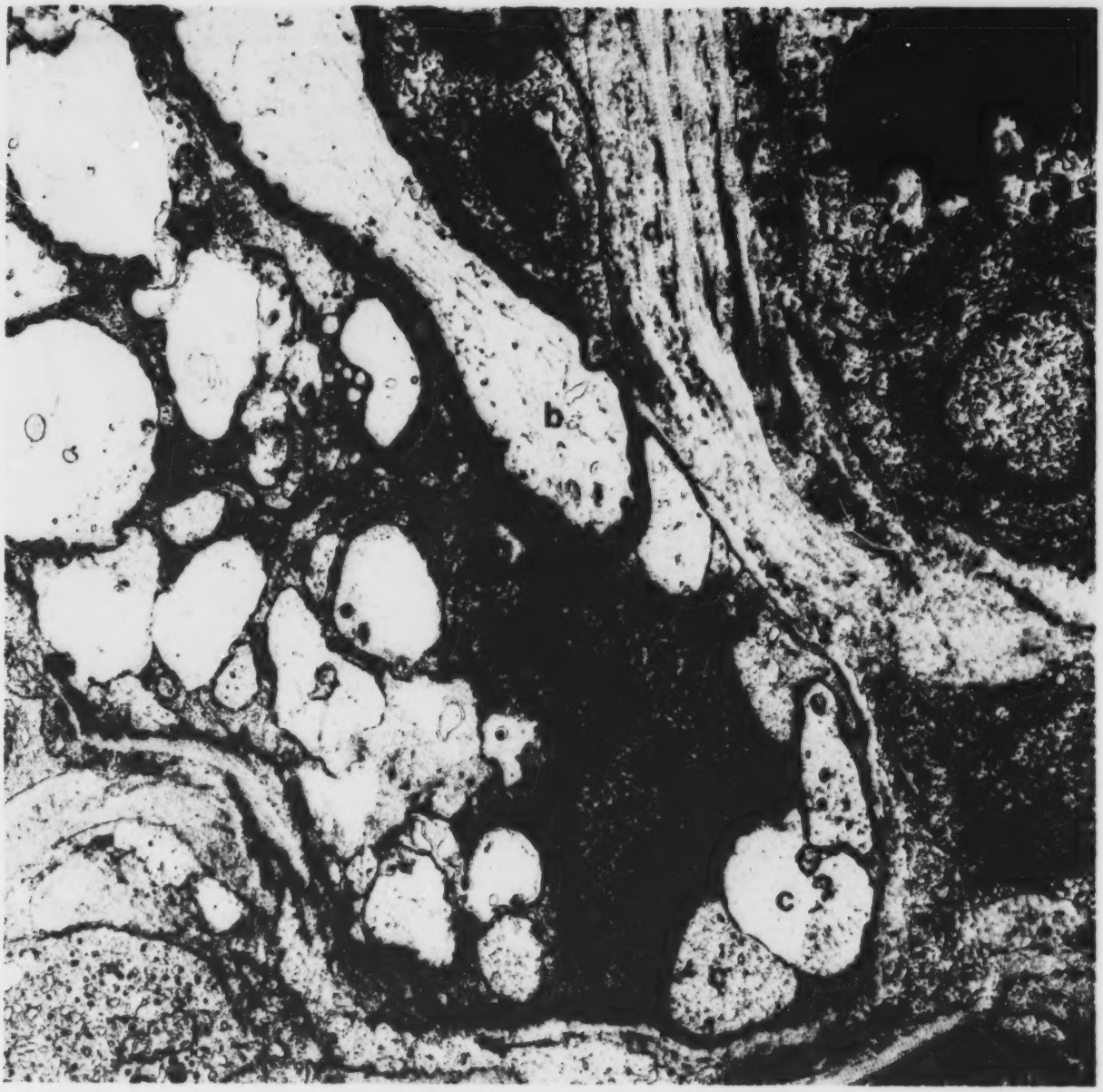

d
b
c

Plate 16. Oesophagus — stomach transition. (L.M. and S.E.M.)

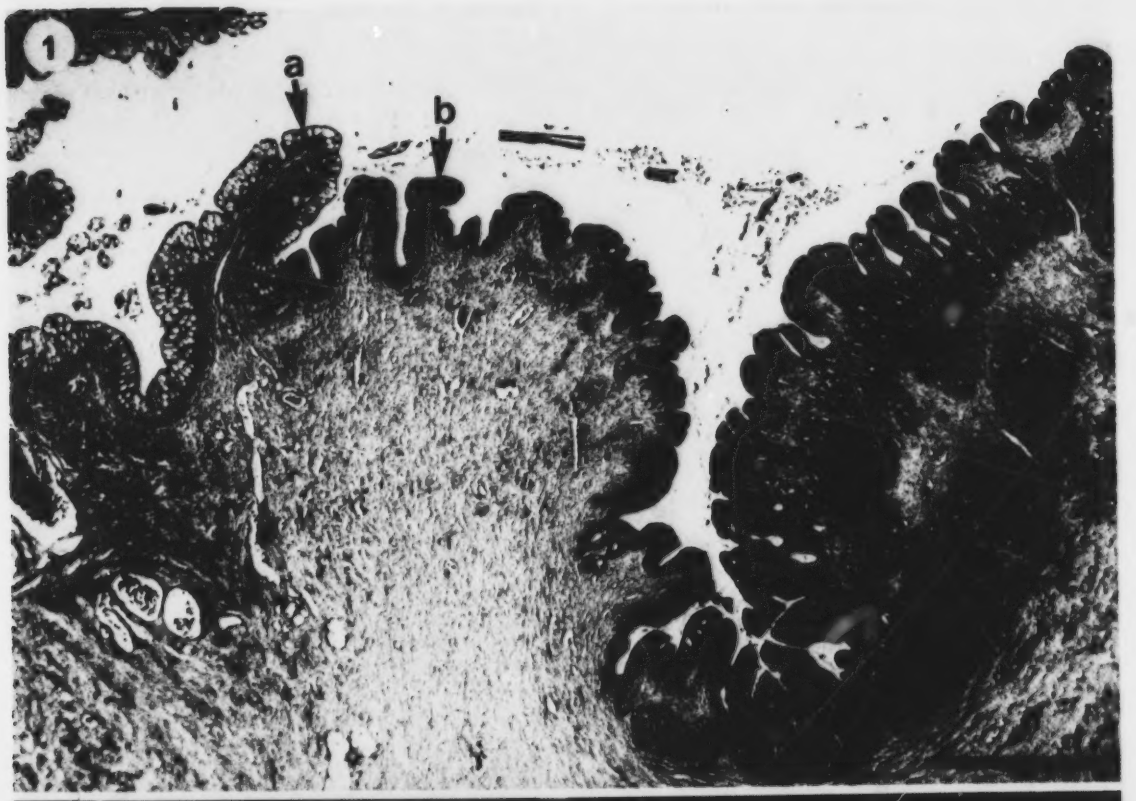
FIG. 1. (L.M. Formalin. H. & E.). Bar = 500 μm.
- a. Stratified squamous epithelium.
- b. Columnar epithelium.
- c. Compound glands.

FIG. 2. (S.E.M.). Bar = 500 μm.
- a. Surface of oesophagus.
- b. Entrances of compound glands of stomach.
- c. Nematodes.

Planche 16. Oesophage — passage oeso-gastrique (MO et MEB)

FIG. 1. (MO. Formol. H et É). Échelle = 500 μm
- a. Épithélium pavimenteux stratifié
- b. Épithélium cylindrique
- c. Glandes composées

FIG. 2. (MEB) Échelle = 500 μm
- a. Surface de l'oesophage
- b. Entrées des glandes composées de l'estomac
- c. Nématodes


1
a
b

2
c
a

Plate 17. Stomach — cardiac and fundic. (L.M.)

FIG. 1. Cardiac stomach. (Bouin's. Trichrome). Bar = 500 μm.
a. Columnar epithelium.
b. Compound glands.
c. Cells of muscularis mucosae.
d. Muscularis circularis.
e. Muscularis longitudinalis.

FIG. 2. Cardiac stomach. (J.B.-4. Van Gieson). Bar = 100 μm.
a. Columnar epithelial cells.
b. Neck cells.
c. Cells of compound gland.
d. Lamina propria.

FIG. 3. Cardiac stomach. (Helly's. H. & E.). Bar = 20 μm.
a. Compound gland.
b. Lamina propria.
c. Nodule containing microsporidia.

FIG. 4. Fundic Stomach. (Helly's. Azan). Bar = 100 μm.
a. Muscularis circularis.
b. Muscularis longitudinalis.
c. Auerbach's plexus.

Planche 17. Estomac — régions cardiale et fundique (MO)

FIG. 1. Région cardiale (Bouin. Trichome). Échelle = 500 μm
a. Épithélium cylindrique
b. Glandes composées
c. Cellules de la musculaire muqueuse
d. Couche de muscle circulaire
e. Couche de muscles longitudinale

FIG. 2. Région cardiale (résine J.-B.-4. Van Gieson). Échelle = 100 μm
a. Cellules épithéliales cylindriques
b. Cellule du collet
c. Cellules d'une glande composée
d. Chorion

FIG. 3. Région cardiale (Helly. H et É). Échelle = 20 μm
a. Glande composée
b. Chorion
c. Nodule contenant des microsporidies

FIG. 4. Région fundique (Helly. Azan). Échelle = 100 μm
a. Couche de muscles circulaire
b. Couche de muscles longitudinale
c. Plexus d'Auerbach

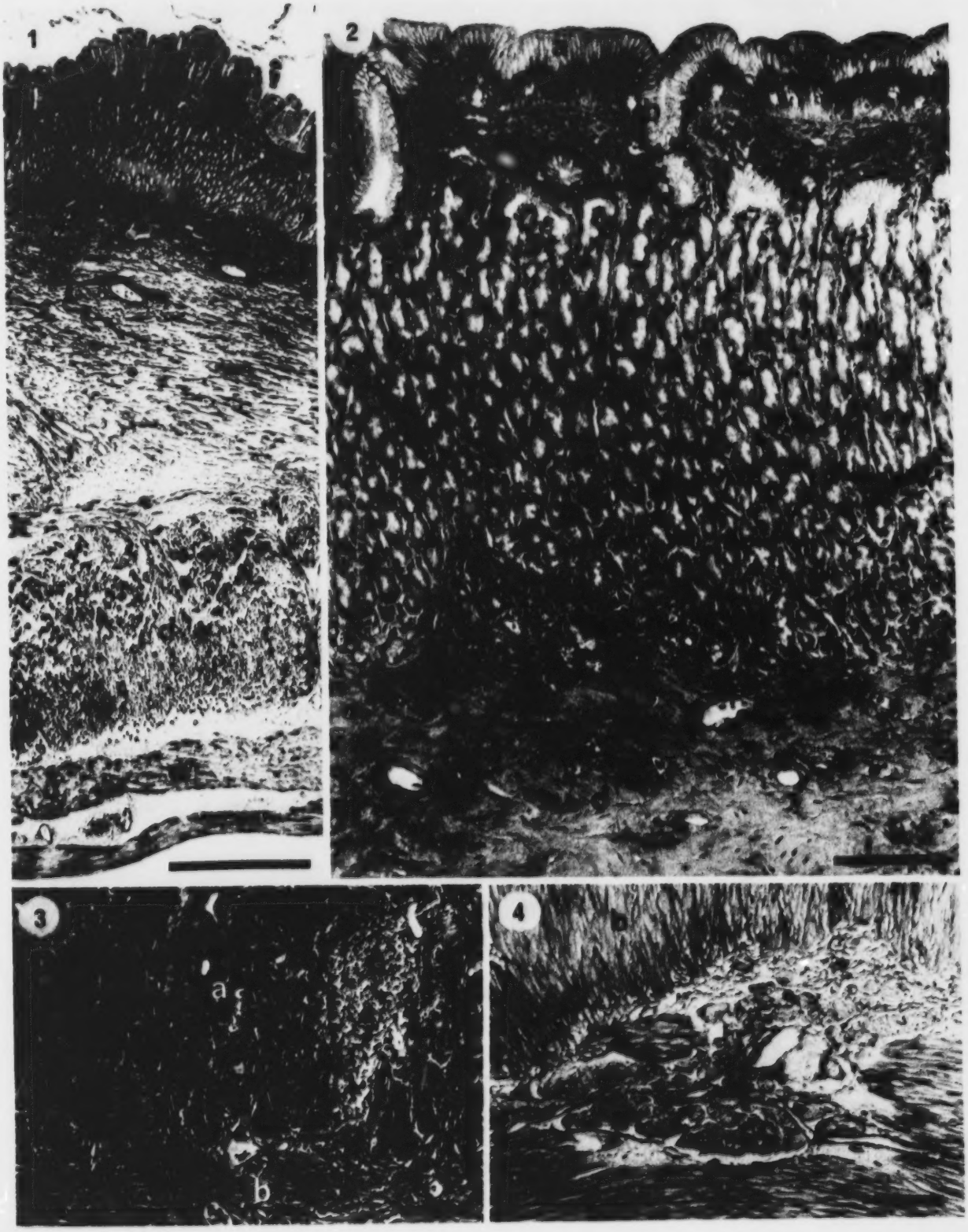

1
2
3
a
b
4

Plate 18. Oesophagus and stomach. (L.M. Color)

FIG. 1. Oesophagus — stomach junction. (Helly's. P.A.S.). Bar = 100 μm.
a. Goblet cells.
b. Columnar epithelial cells.

FIG. 2. Cardiac stomach. (Helly's. Azan). Bar = 100 μm.
a. Columnar epithelial cells.
b. Neck cells.
c. Compound tubular glands

FIG. 3. Pyloric stomach. (Helly's. P.A.S.). Bar = 100 μm.
a. Columnar epithelial cells.
b. Lamina propria.

Planche 18. Oesophage et estomac (MO. Coloration)

FIG. 1. Jonction oeso-gastrique (Helly. PAS). Échelle = 100 μm
a. Cellules caliciformes
b. Cellules épithéliales cylindriques

FIG. 2. Région cardiale (Helly. Azan). Échelle = 100 μm
a. Cellules épithéliales cylindriques
b. Cellules du collet
c. Glandes de type tubuleux composé

FIG. 3. Pylore (Helly. PAS). Échelle = 100 μm
a. Cellules épithéliales cylindriques
b. Chorion

1

2

3

Plate 19. Stomach — cardiac. (S.E.M.)

FIG. 1. Bar = 500 μm.
a. Secondary folds.
b. Openings of compound glands.

FIG. 2. Bar = 50 μm.
a. Openings of compound glands.

FIG. 3. Bar = 10 μm.
a. Opening of compound gland.
b. Surfaces of columnar epithelial cells.

FIG. 4. Bar = 1 μm.
a. Microvilli on surfaces of epithelial cells.

Planche 19. Estomac — région cardiale (MEB)

FIG. 1. Échelle = 500 μm
a. Replis secondaires
b. Orifices de glandes composées

FIG. 2. Échelle = 50 μm
a. Orifices de glandes composées

FIG. 3. Échelle = 10 μm
a. Orifice d'une glande composée
b. Surfaces de cellules épithéliales cylindriques

FIG. 4. Échelle = 1 μm
a. Microvillosités à la surface de cellules épithéliales

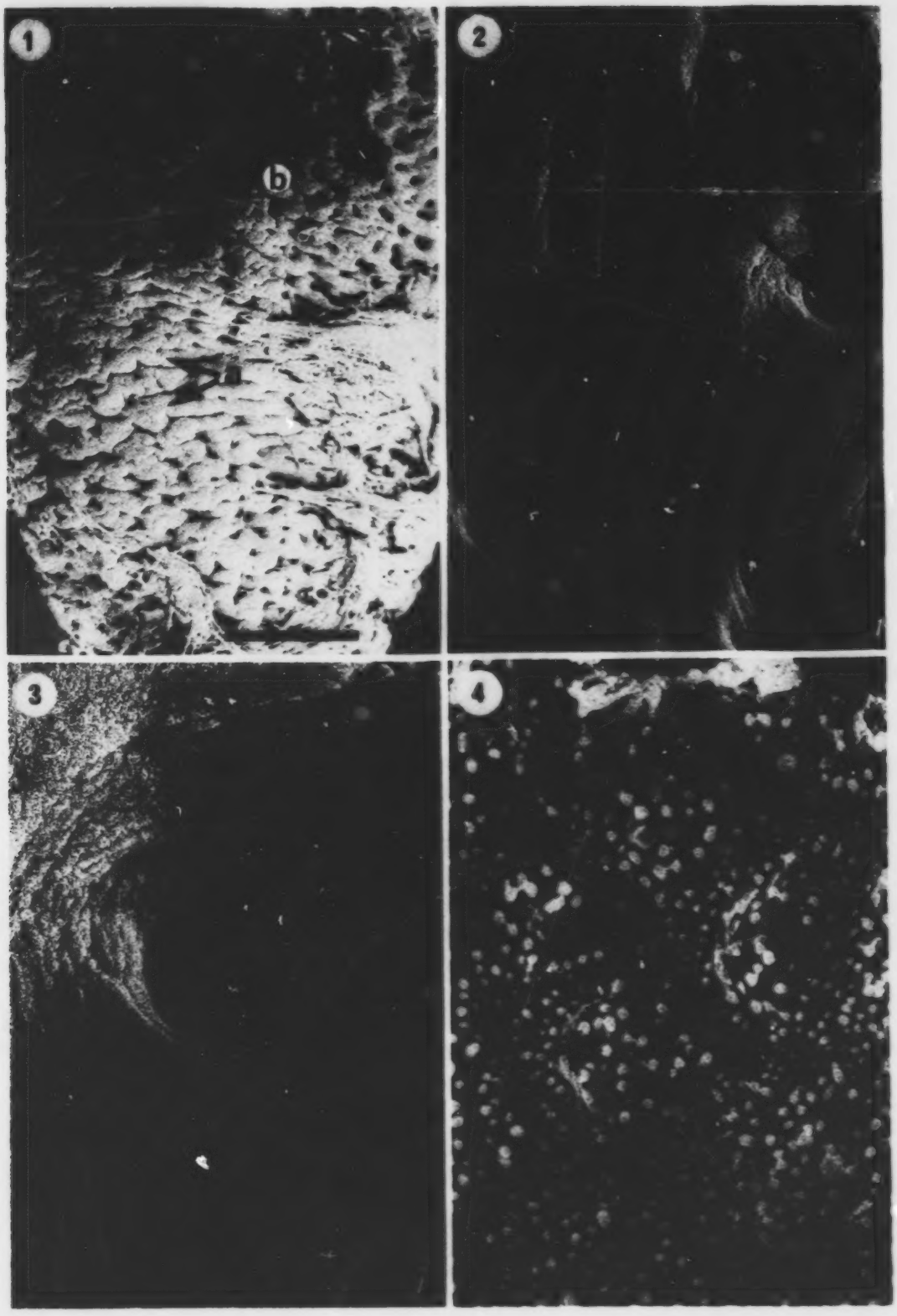

1
b
2
3
4

Plate 20. Stomach — cardiac. Epithelial surface. (T.E.M.)

FIG. 1. Bar = 1 μm.
- a. Microvilli.
- b. Mucous droplets.
- c. Electron – lucent vesicles.
- d. Junctional complex.
- e. Desmosomes.
- f. Mitochondria.
- g. Intracytoplasmic filaments.

FIG. 2. Bar = 0.5 μm.
Legend as for Fig. 1.

Planche 20. Estomac — région cardiale. Surface épithéliale (MET)

FIG. 1. Échelle = 1 μm
- a. Microvillosités
- b. Gouttelettes de mucus
- c. Vésicules translucides au microscope électronique
- d. Complexe de jonction
- e. Desmosomes
- f. Mitochondries
- g. Filaments intracytoplasmiques

FIG. 2. Échelle = 0,5 μm
Même légende que pour la figure 1.

1
a
2
C

Plate 21. Stomach — cardiac. Supranuclear region of epithelial cell. (T.E.M.)
Bar = 1 μm.

a. Nucleus.
b. Nucleolus.
c. Golgi apparatus.
d. Immature vesicle.
e. Lysosome.
f. Mitochondrion.
g. Rough endoplasmic reticulum.
h. Bundle of intracytoplasmic filaments.
i. Convoluted plasmalemma.
j. Desmosome.

Planche 21. Estomac — région cardiale. Région sus-nucléaire d'une cellule épithéliale (MET)
Échelle = 1 μm

a. Noyau
b. Nucléole
c. Appareil de Golgi
d. Vésicule immature
e. Lysosome
f. Mitochondrie
g. Réticulum endoplasmique rugueux
h. Faisceau de filaments intracytoplasmiques
i. Plasmalemme circonvolué
j. Desmosome

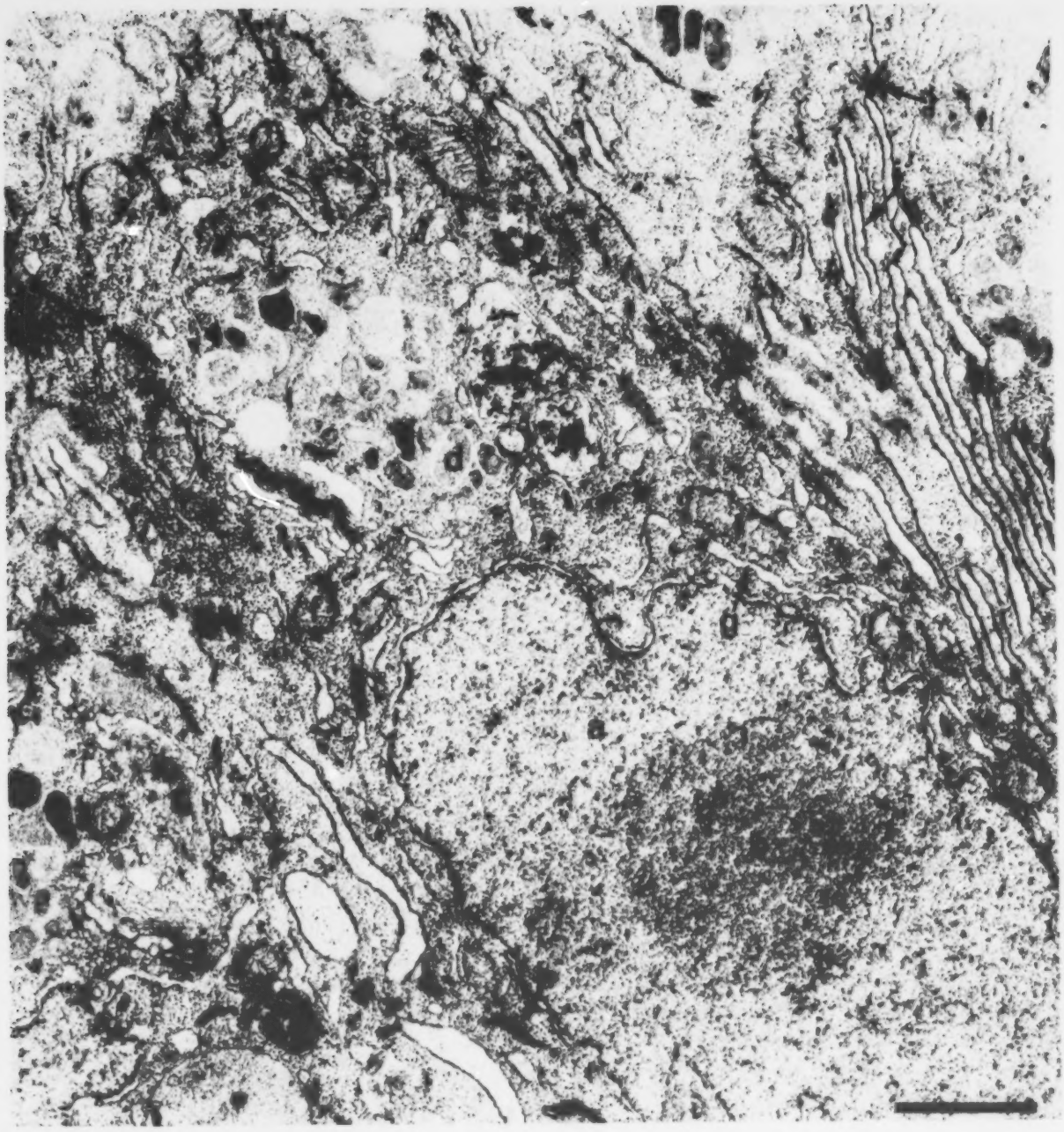


Plate 22. Stomach — cardiac. Base of epithelial cell. (T.E.M.)
Bar = 2 μm

a. Nucleus.
b. Bundles of intracytoplasmic microfilaments.
c. Convoluted plasmalemma.
d. Rough endoplasmic reticulum.
e. Basement membrane.
f. Macrophage.
g. Fibroblast.
h. Collagen.

Planche 22. Estomac — région cardiale. Base d'une cellule épithéliale. (MET)
Échelle = 2 μm

a. Noyau
b. Faisceaux de microfilaments intracytoplasmiques
c. Plasmalemme circonvolué
d. Réticulum endoplasmique rugueux
e. Membrane basale
f. Macrophage
g. Fibroblaste
h. Collagène

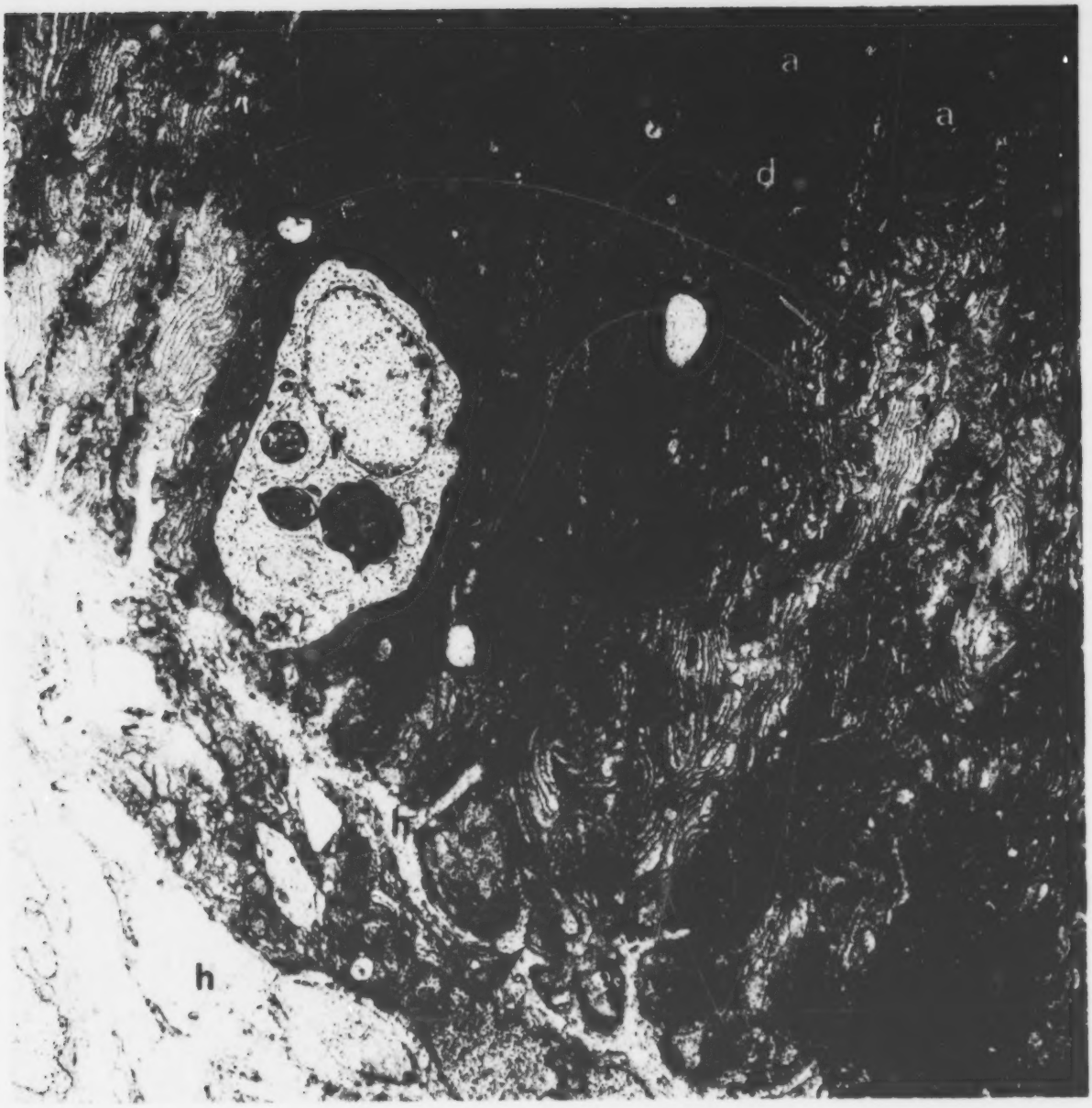

a
a
d
h

Plate 23. Stomach — *cardiac. Neck cells. (T.E.M.)*
Bar = 2 μm.

a. Nucleus.
b. Intracytoplasmic microfilaments.
c. Convoluted plasmalemma.
d. Basement membrane.
e. Mucous granules.
f. Electron-lucent vesicles.
g. Mononuclear wandering cell.

Planche 23. Estomac — région cardiale. Cellules du collet. (MET)
Échelle = 2 μm

a. Noyau
b. Microfilaments intracytoplasmiques
c. Plasmalemme circonvolué
d. Membrane basale
e. Grains de mucus
f. Vésicules translucides au microscope électronique
g. Cellule mononucléaire migratrice

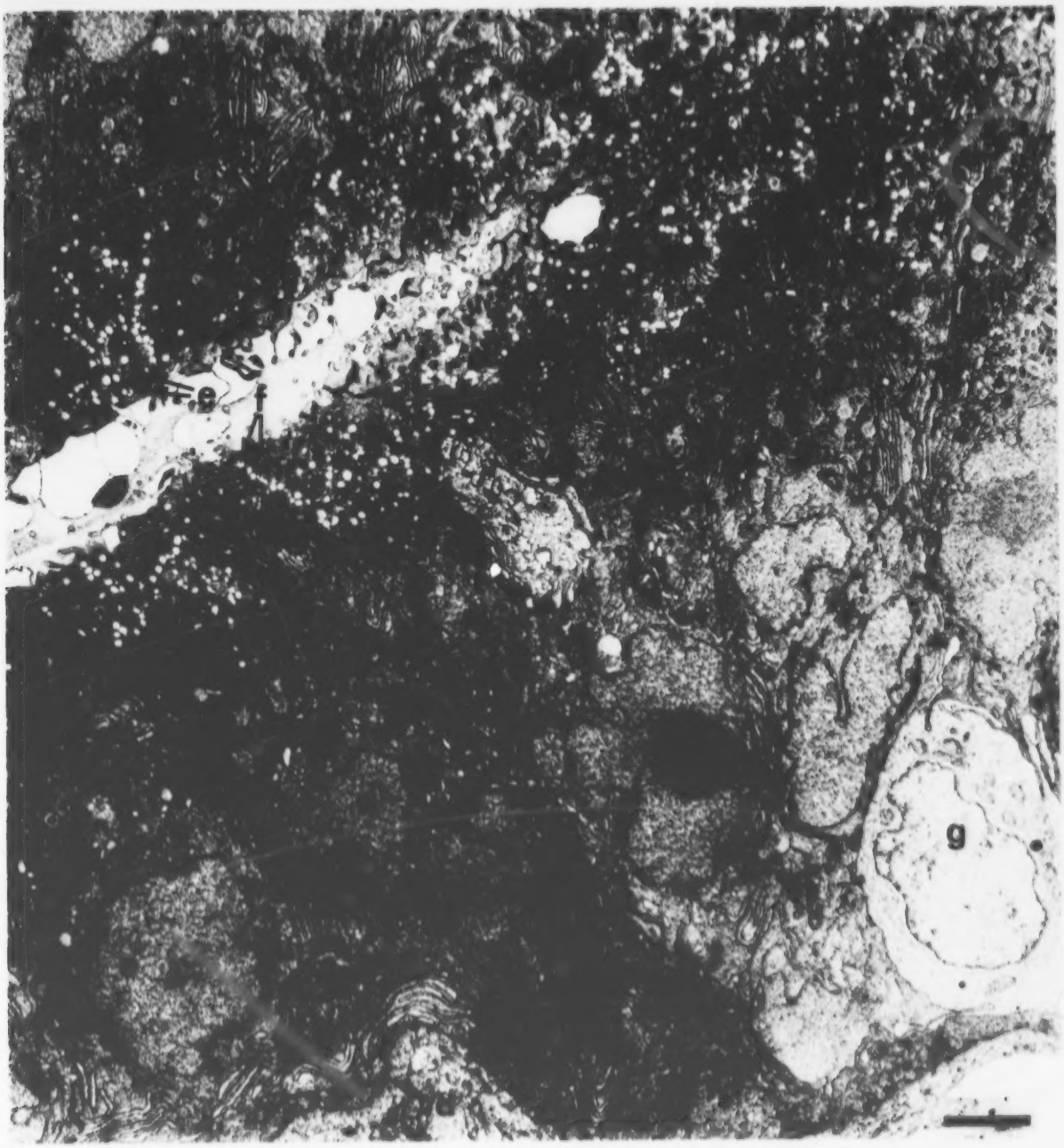

e
f
g

Plate 24. Stomach — cardiac. Glandular cells. (T.E.M.)
Bar = 2 μm.

a. Nucleus.
b. Golgi apparatus with associated lysosomes.
c. Mitochondrion.
d. Convoluted plasmalemma.
e. Secretory granule.
f. Electron-lucent vesicles.
g. Microvilli.
h. Canaliculus.
i. Desmosomes.
j. Rough endoplasmic reticulum.

Planche 24. Estomac — région cardiale. Cellules glandulaires. (MET)
Échelle = 2 μm

a. Noyau
b. Appareil de Golgi et lysosomes associés
c. Mitochondrie
d. Plasmalemme circonvolué
e. Grain de sécrétion
f. Vésicules translucides au microscope électronique
g. Microvillosités
h. Canalicule
i. Desmosomes
j. Réticulum endoplasmique rugueux

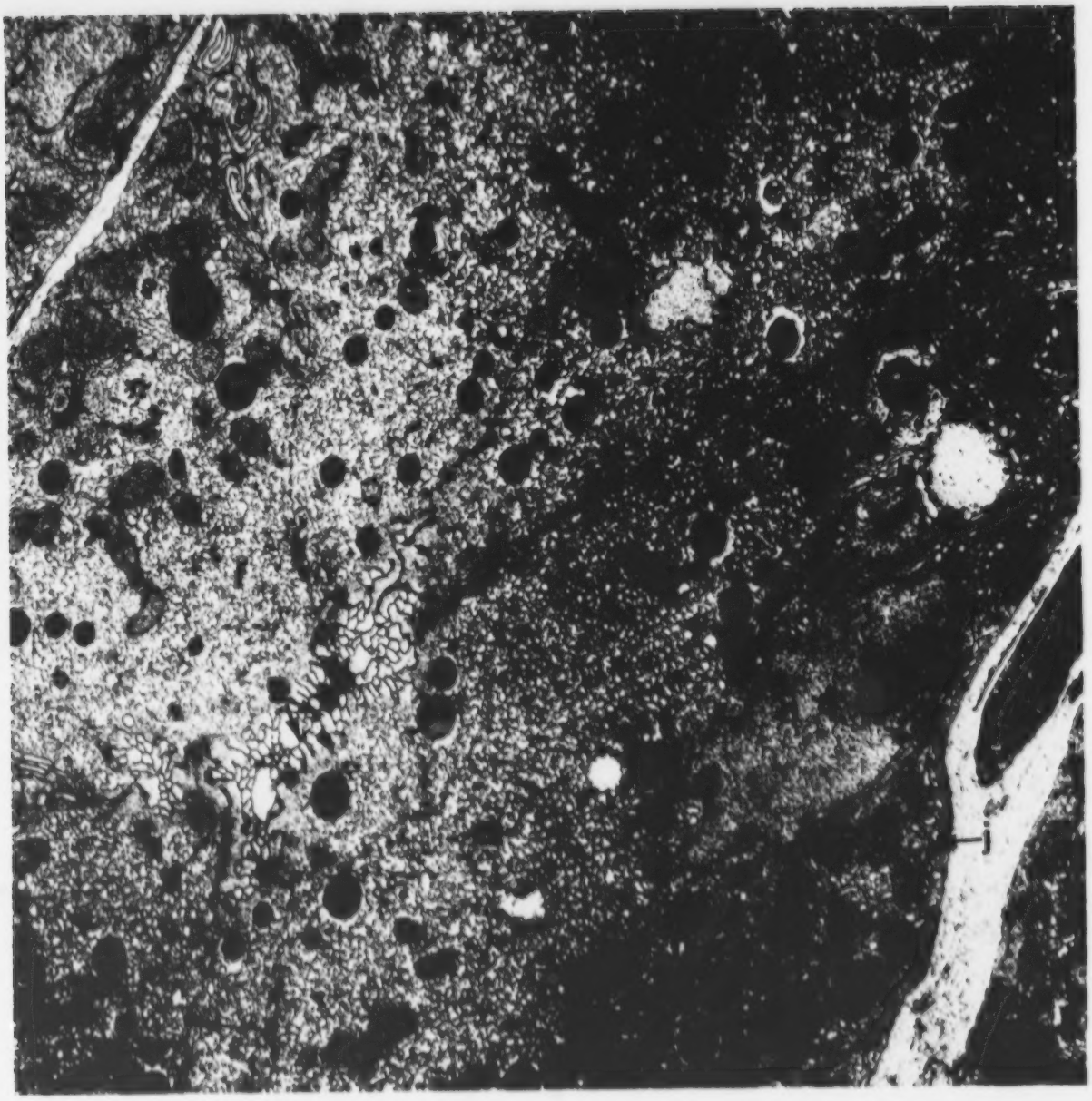

i

Plate 25. Stomach — cardiac. Glandular cells. (T.E.M.)

FIG. 1. Bar = 0.5 μm.
- a. Mitochondrion.
- b. Convoluted plasmalemmas of adjacent cells.
- c. Basement membrane.
- d. Rough endoplasmic reticulum.

FIG. 2. Bar = 0.5 μm.
- a. Microvillus.
- b. Microfilaments.
- c. Canaliculus.
- d. Electron-lucent vesicles.
- e. Secretory granule.
- f. Junctional complex.

Planche 25. Estomac — région cardiale. Cellules glandulaires. (MET)

FIG. 1. Échelle = 0,5 μm
- a. Mitochondrie
- b. Plasmalemmes circonvolués des cellules adjacentes
- c. Membrane basale
- d. Réticulum endoplasmique rugueux

FIG. 2. Échelle = 0,5 μm
- a. Microvillosités
- b. Microfilaments
- c. Canalicule
- d. Vésicules translucides au microscope électronique
- e. Grain de sécrétion
- f. Complexe de jonction

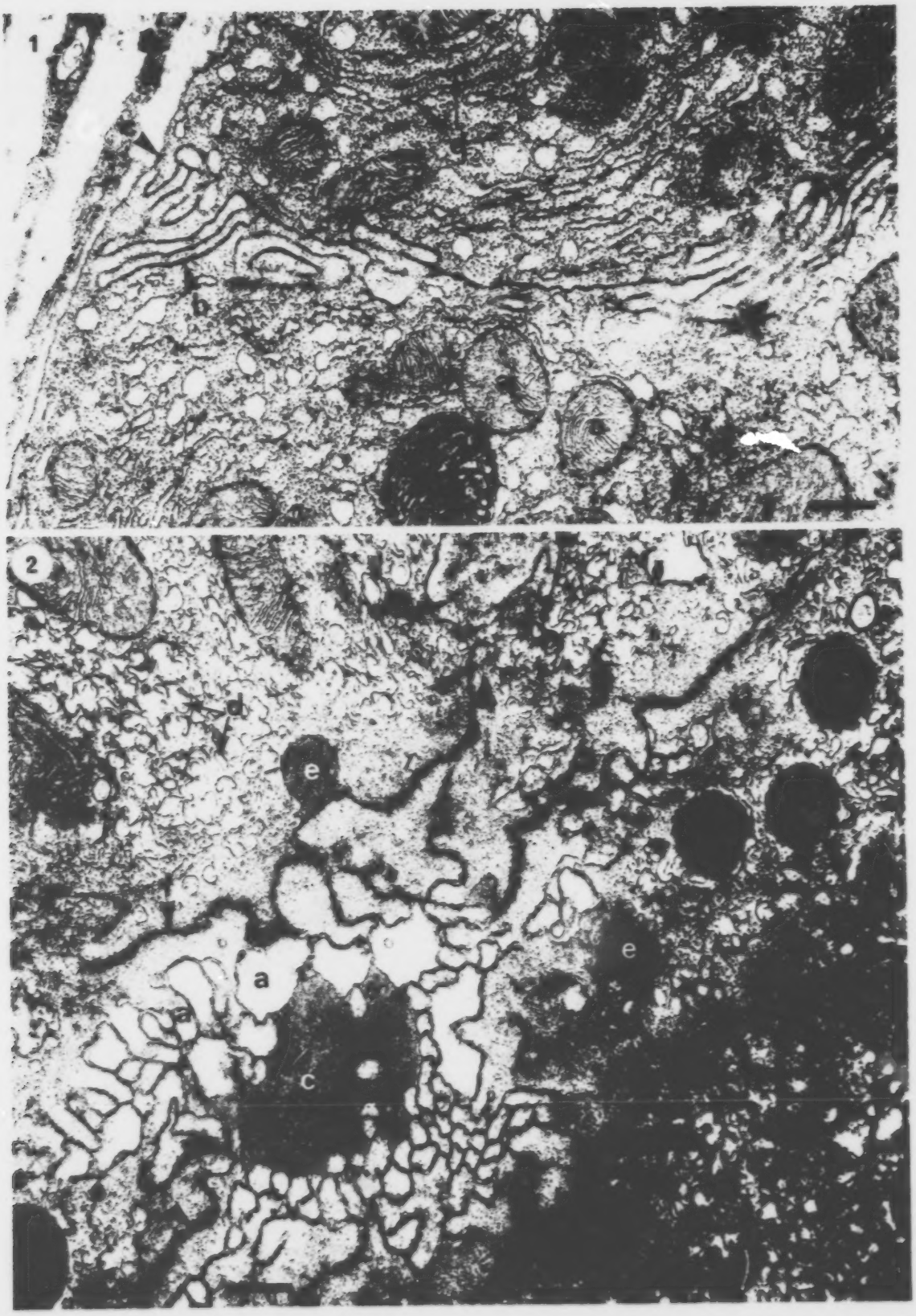

1
b
2
d
e
a
c
e

Plate 26. Stomach — cardiac. Endocrine cell and muscularis mucosae. (T.E.M.)

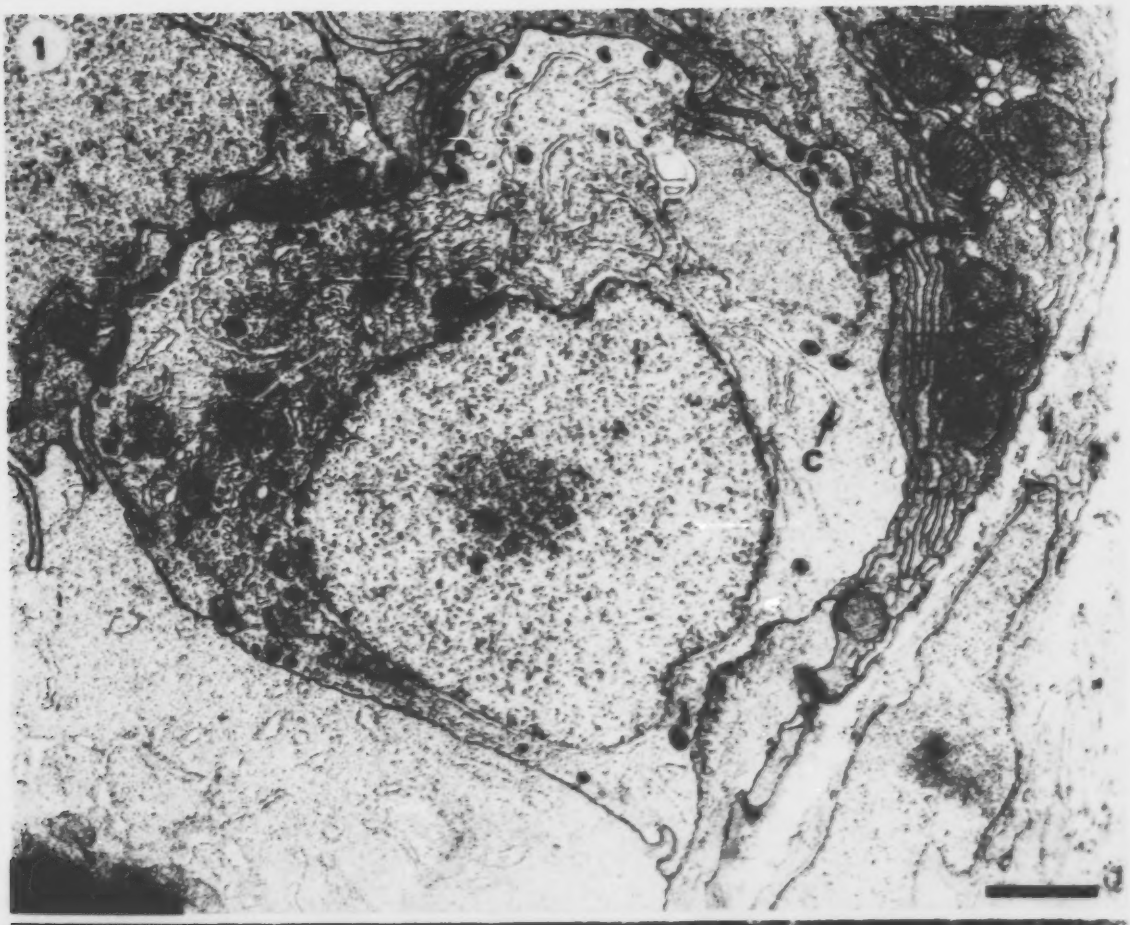
FIG. 1. Endocrine cell. Bar = 1 μm.
- a. Secretory granules.
- b. Golgi apparatus.
- c. Rough endoplasmic reticulum.
- d. Desmosome.

FIG. 2. Muscularis mucosae. Bar = 2 μm.
- a. Smooth muscle cell.
- b. Collagen.

Planche 26. Estomac — région cardiale. Cellule endocrine et musculaire muqueuse. (MET)

FIG. 1. Cellule endocrine. Échelle = 1 μm
- a. Grains de sécrétion
- b. Appareil de Golgi
- c. Réticulum endoplasmique rugueux
- d. Desmosome

FIG. 2. Musculaire muqueuse. Échelle = 2 μm
- a. Cellule musculaire lisse
- b. Collagène


1
C

2

Plate 27. Stomach — pyloric. (L.M. and S.E.M.)

FIG. 1. Transition fundic to pyloric stomach. (L.M. Helly's H. & E.). Bar = 500 μm.
- a. Columnar epithelium.
- b. Compound glands.
- c. Tubules.
- d. Stratum compactum.
- e. Muscularis mucosae.
- f. Muscularis circularis.
- g. Muscularis longitudinalis.

FIG. 2. (S.E.M.) Bar = 10 μm.
- a. Mucous droplets in openings of tubular glands.

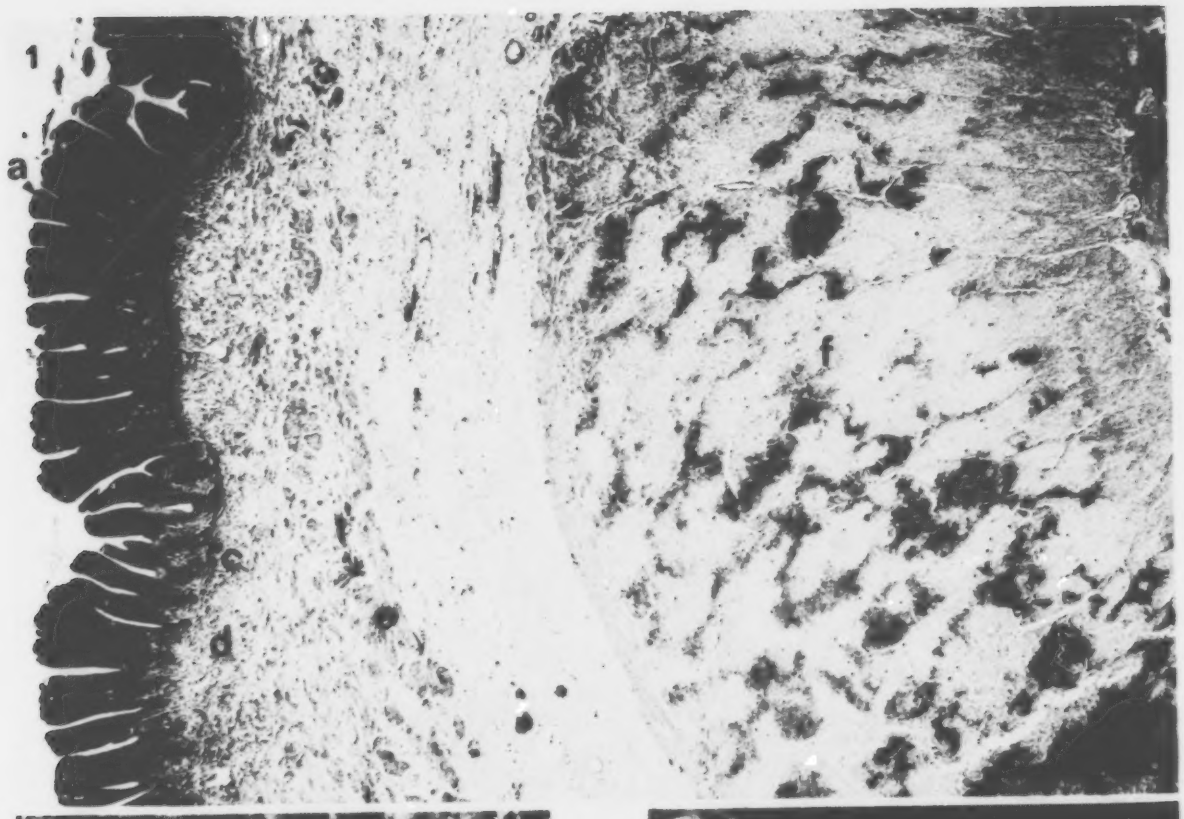
FIG. 3. (S.E.M.) Bar = 1 μm.
- a. Microvilli.
- b. Mucous droplet.

Planche 27. Estomac — région pylorique (MO et MEB)

FIG. 1. Passage entre la région fundique et pylorique. (MO. Helly. H et É)
Échelle = 500 μm
- a. Épithélium cylindrique
- b. Glandes composées
- c. Tubules
- d. Couche compacte
- e. Musculaire muqueuse
- f. Couche de muscles circulaire
- g. Couche de muscles longitudinale

FIG. 2. (MEB) Échelle = 2 μm
- a. Gouttelettes de mucus à l'entrée de glandes tubuleuses

FIG. 3. (MEB) Échelle = 1μm
- a. Microvillosités
- b. Gouttelette de mucus


1
a
c
d
f

2

3

Plate 28. Stomach — pyloric. Surface epithelial cells. (T.E.M.)
Bar = 1 μm.

a. Microvilli.
b. Mucous droplets.
c. Mitochondria.
d. Lymphocyte.

Planche 28. Estomac — région pylorique. Cellules épithéliales de surface (MET)
Échelle = 1 μm

a. Microvillosités
b. Gouttelettes de mucus
c. Mitochondries
d. Lymphocyte

a
c

Plate 29. Stomach — pyloric. Cross section of tubule. (T.E.M.)
Bar = 2 μm.

a. Lumen of tubule.
b. Mucous droplets.
c. Mitochondria.

Planche 29. Estomac — région pylorique. Coupe transversale d'un tubule (MET)
Échelle = 2 μm

a. Lumière d'un tubule
b. Gouttelettes de mucus
c. Mitochondries

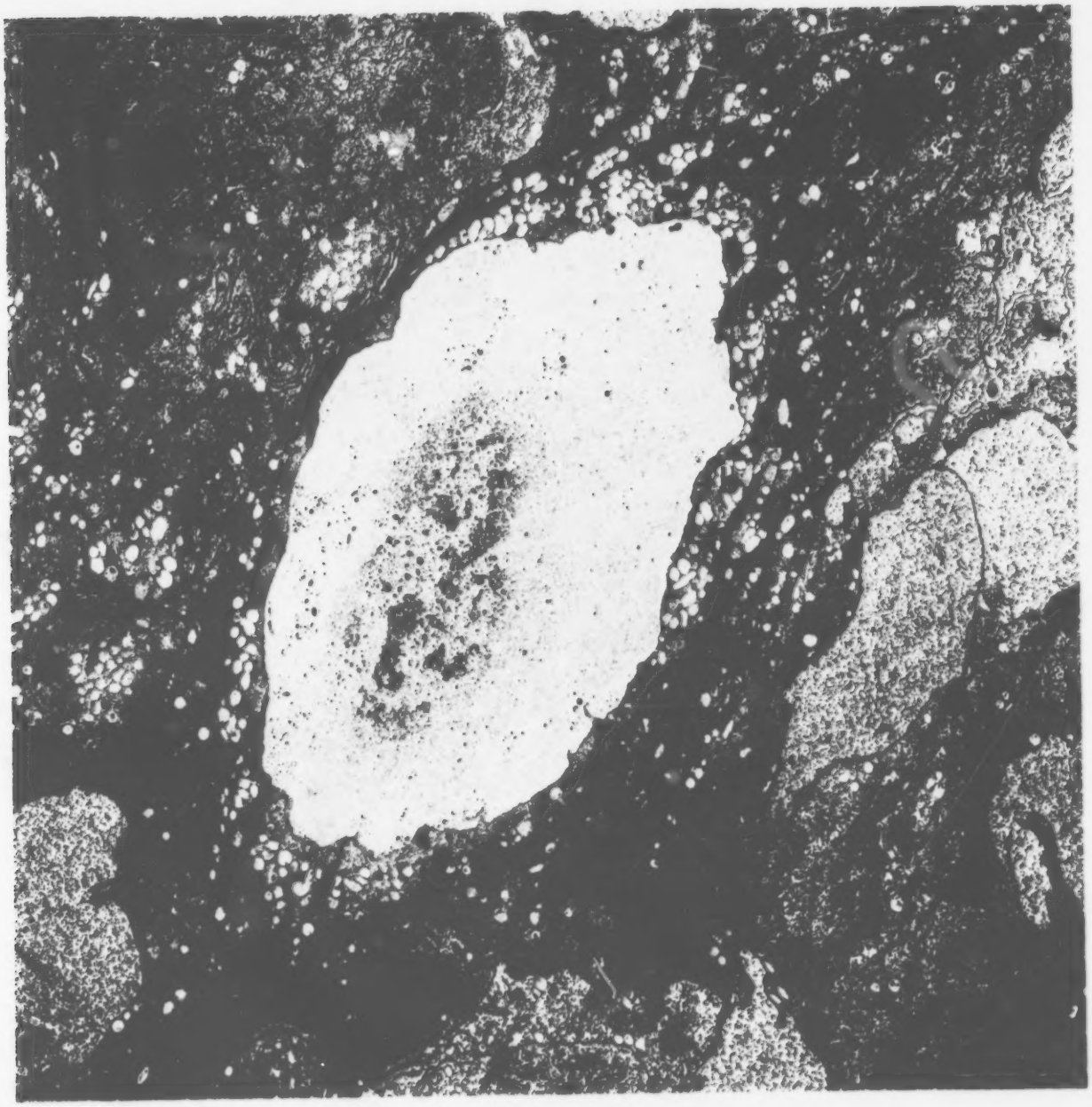


Plate 30. Stomach — pyloric. Cells at base of tubule and subepithelial plexus. (T.E.M.)

FIG. 1. Cells at base of tubule. Bar = 3 μm.
- a. Endocrine cell.
- b. Fibroblast.
- c. Collagen.

FIG. 2. Subepithelial plexus. Bar = 2 μm.
- a. Unmyelinated nerve.
- b. Schwann cell.
- c. Fibroblast.

Planche 30. Estomac — région pylorique. Cellules à la base d'un tubule et plexus sous-épithélial (MET)

FIG. 1. Cellules à la base du tubule. Échelle = 3 μm
- a. Cellule endocrine
- b. Fibroblaste
- c. Collagène

FIG. 2. Plexus sous-épithélial. Échelle = 2 μm
- a. Nerf non myélinisé
- b. Cellule de Schwann
- c. Fibroblaste

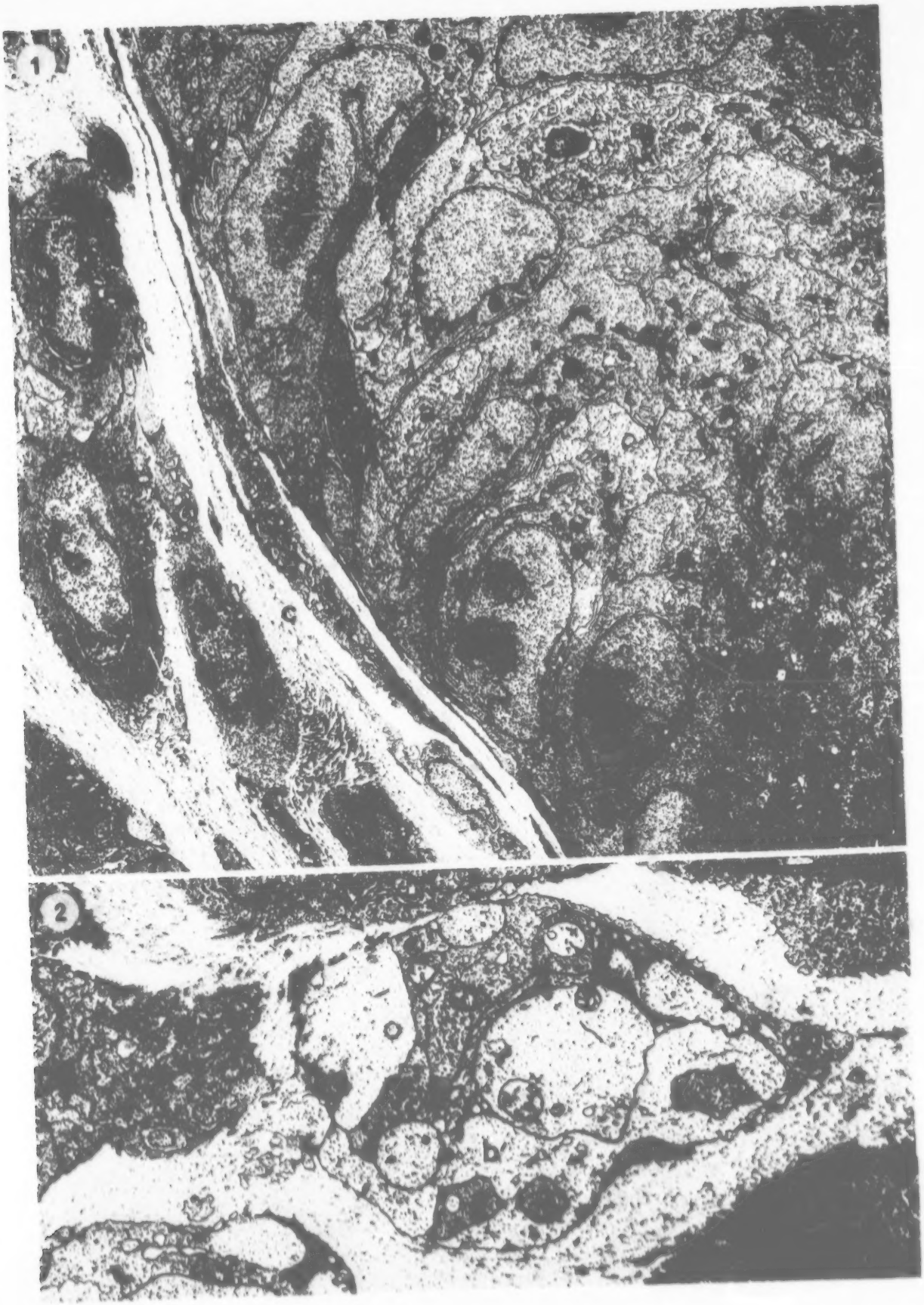

1
c
2
b

Plate 31. Intestine. (L.M.)

FIG. 1. Transition, pyloric stomach to intestine. (Formalin. H. & E.). Bar = 0.5 mm.
a. Columnar epithelium.
b. Tubular invaginations of pyloric stomach.
c. Compound glands of intestine with goblet cells.

FIG. 2. Intestine. L.S. (J.B.-4. H. & E.). Bar = 0.5 mm.
a. Epithelial cells.
b. Compound glands.
c. Loose connective tissue.
d. Muscularis circularis.
e. Muscularis longitudinalis.

FIG. 3. Intestine. Mucosa. L.S. (J.B.-4. H. & E.). Bar = 100 μm.
a. Columnar epithelial cells.
b. Goblet cells.

FIG. 4. Intestine. Compound glands. L.S. (J.B.-4. H. & E.). Bar = 20 μm.
a. Rodlet cells.
b. Goblet cell.

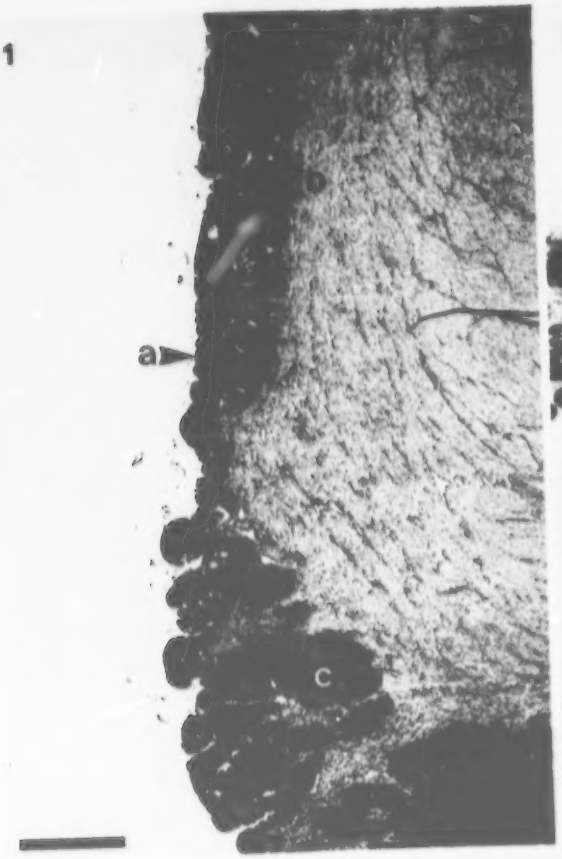
Planche 31. Intestin (MO)

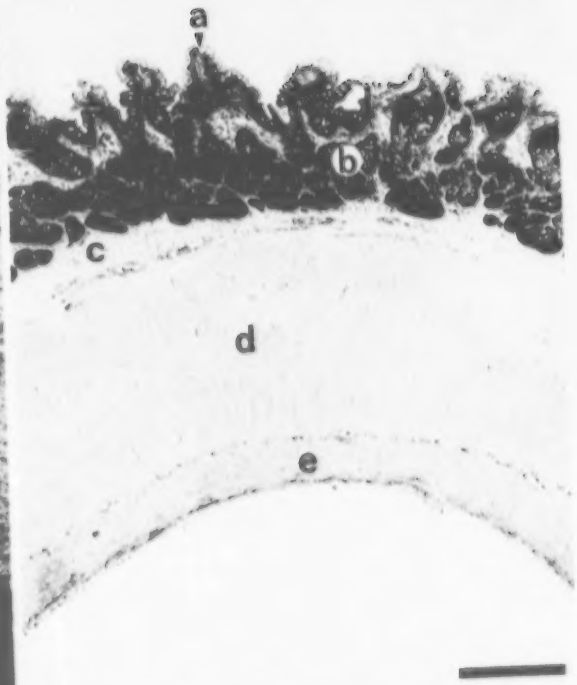
FIG. 1. Passage entre le pylore et l'intestin (Formol. H et É) Échelle = 0,5 μm
a. Épithélium cylindrique
b. Invaginations tubulaires du pylore
c. Glandes composées de l'intestin avec cellules caliciformes

FIG. 2. Intestin. CL (Résine J.-B.-4. H et É). Échelle = 0,5 mm
a. Cellules épithéliales
b. Glandes composées
c. Tissu conjonctif lâche
d. Couche de muscles circulaire
e. Couche de muscles longitudinale

FIG. 3. Intestin. Muqueuse. CL (J.-B.-4. H et É). Échelle = 100 μm
a. Cellules épithéliales cylindriques
b. Cellules caliciformes

FIG. 4. Intestin. Glandes composées. CL (J.-B.-4. H et É). Échelle = 20 μm
a. Cellules à bâtonnets
b. Cellule caliciforme


1
a
b
c


2
a
b
c
d
e

3

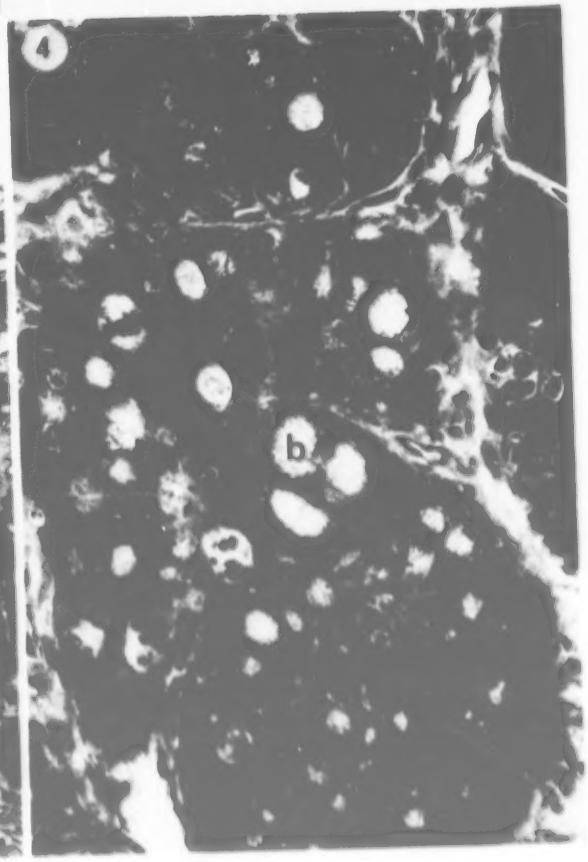

4
b

Plate 32. Intestine and rectum. (L.M. Color)

FIG. 1. Intestine. (Formalin. Alcian blue). Bar = 100 μm.

FIG. 2. Pyloric caecum. (Helly's. P.A.S.). Bar = 100 μm.

FIG. 3. Rectum. (Formalin. P.A.S.). Bar = 100 μm.

FIG. 4. Rectum. (Formalin. Substitute for Brown and Brenn). Bar = 30 μm.
a. Bacteria.
b. Goblet cell.

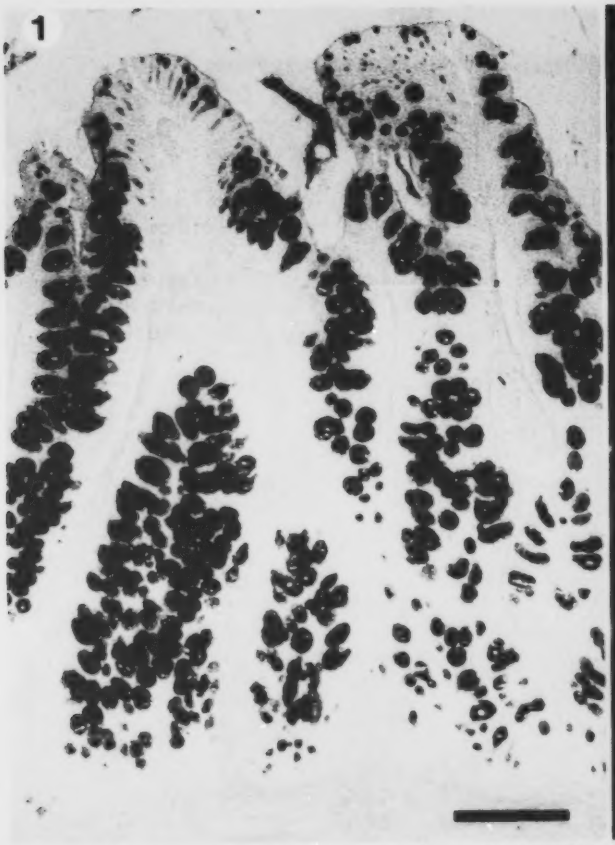
Planche 32. Intestin et rectum (MO. Coloration)

FIG. 1. Intestin (Formol. Bleu alcian). Échelle = 100 μm

FIG. 2. Caecum pylorique. (Helly. PAS.). Échelle = 100 μm

FIG. 3. Rectum. (Formol. PAS). Échelle = 100 μm

FIG. 4. Rectum. (Formol. Substitut à la coloration de Brown et Brenn). Échelle = 30 μm
a. Bactéries
b. Cellule caliciforme


1

2

3

4

Plate 33. Intestine. (S.E.M.)

FIG. 1. Bar = 100 μm.
a. Folds of mucosa.

FIG. 2. Bar = 20 μm.
a. Depression indicating opening of goblet cell.
b. Mucous droplet at entrance of actively secreting mucous cell.
c. Surfaces of epithelial cells.

FIG. 3. Bar = 1 μm.
a. Microvilli.

Planche 33. Intestin (MEB)

FIG. 1. Échelle = 100 μm
a. Replis de la muqueuse

FIG. 2. Échelle = 20 μm
a. Dépression indiquant l'orifice d'une cellule caliciforme
b. Gouttelette de mucus à l'entrée d'une cellule muqueuse en sécrétion active
c. Surfaces de cellules épithéliales

FIG. 3. Échelle = 1 μm
a. Microvillosités

1
2
c
a
3
a

Plate 34. Intestine. Apex of epithelial cells. (T.E.M.)

FIG. 1. Bar = 2 μm.
- a. Microvilli.
- b. Terminal web.
- c. Apical pit.
- d. Junctional complex.
- e. Desmosome.
- f. Smooth endoplasmic reticulum.
- g. Mitochondrion.
- h. Multivesicular body.

FIG. 2. Bar = 2 μm.
- a. Zonula occludens.
- b. Zonula adherens.
- c. Macula adherens (Desmosome).
- d. Small membrane – bound particles.
- e. Electron-dense membrane – bound bodies.

Planche 34. Intestin. Apex de cellules épithéliales (MET)

FIG. 1. Échelle = 2 μm
- a. Microvillosités
- b. Plateau terminal
- c. Crypte apicale
- d. Complexe de jonction
- e. Desmosome
- f. Réticulum endoplasmique lisse
- g. Mitochondrie
- h. Corps plurivésiculaire

FIG. 2. Échelle = 2 μm
- a. Zonula occludens
- b. Zonula adherens
- c. Macula adherens (desmosome)
- d. Petite membrane — particules fixées
- e. Membrane opaque aux électrons — corps liés

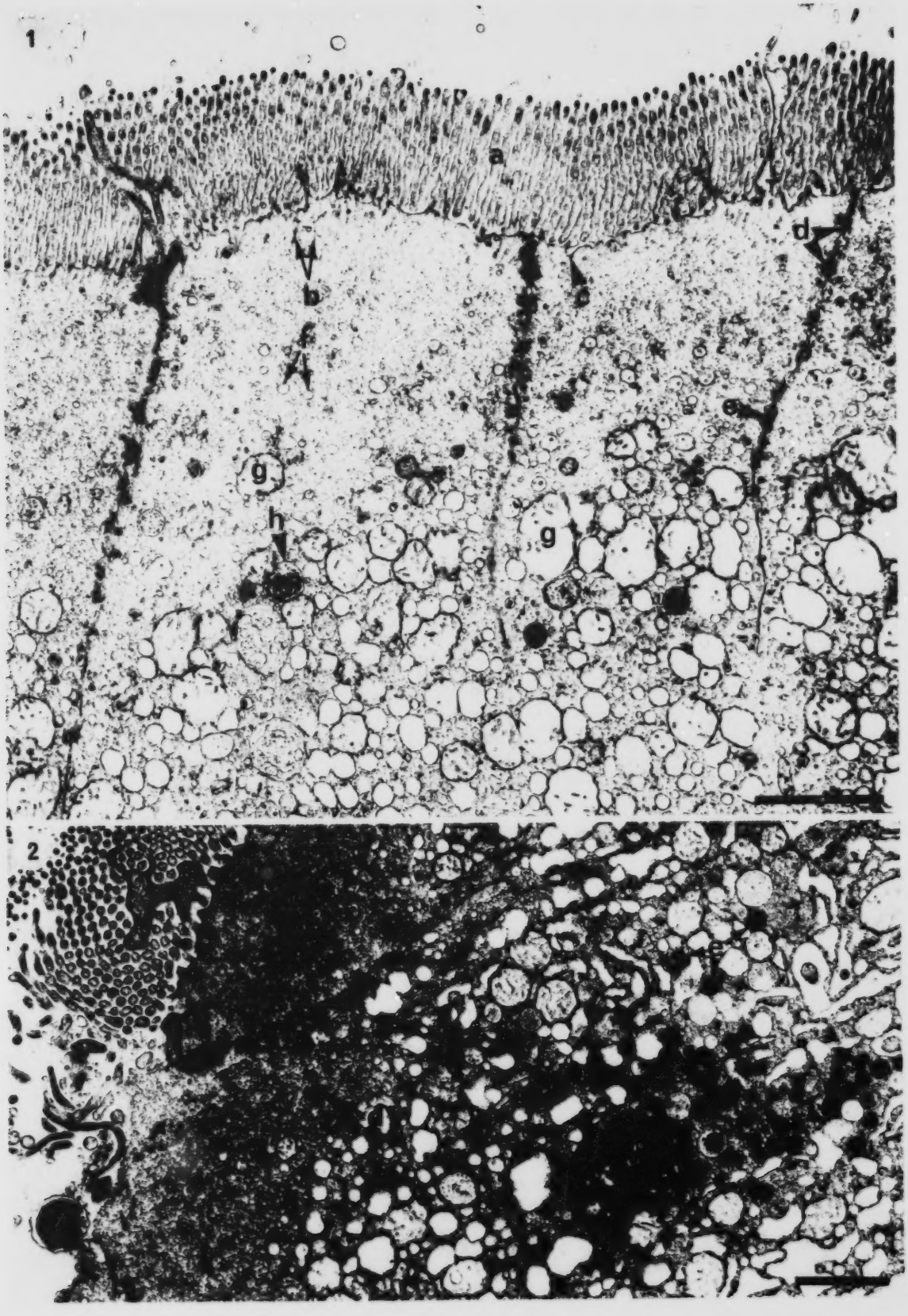

1
a
b
d
g
h
g
2

Plate 35. Intestine. Epithelial cells. (T.E.M.).

FIG. 1. T.S. Cells in nuclear and supranuclear regions. Bar = 3 μm.
- a. Nucleus.
- b. Desmosomes.
- c. Golgi apparatus.
- d. Lamellar structures.
- e. Goblet cell.

FIG. 2. L.S. Nuclear region. Bar = 2 μm.
- a. Nucleus.
- b. Nucleolus.
- c. Mitochondrion.
- d. Chylomicrons in lamellar structure.
- e. Chylomicrons in intercellular space.

Planche 35. Intestin. Cellules épithéliales (MET)

FIG. 1. CT. Cellules des régions nucléaire et sus-nucléaire. Échelle = 3 μm
- a. Noyau
- b. Desmosomes
- c. Appareil de Golgi
- d. Structures lamellaires
- e. Cellule caliciforme

FIG. 2. CL. Région nucléaire. Échelle = 2 μm
- a. Noyau
- b. Nucléole
- c. Mitochondrie
- d. Chylomicrons dans la structure lamellaire
- e. Chylomicrons dans l'espace intercellulaire

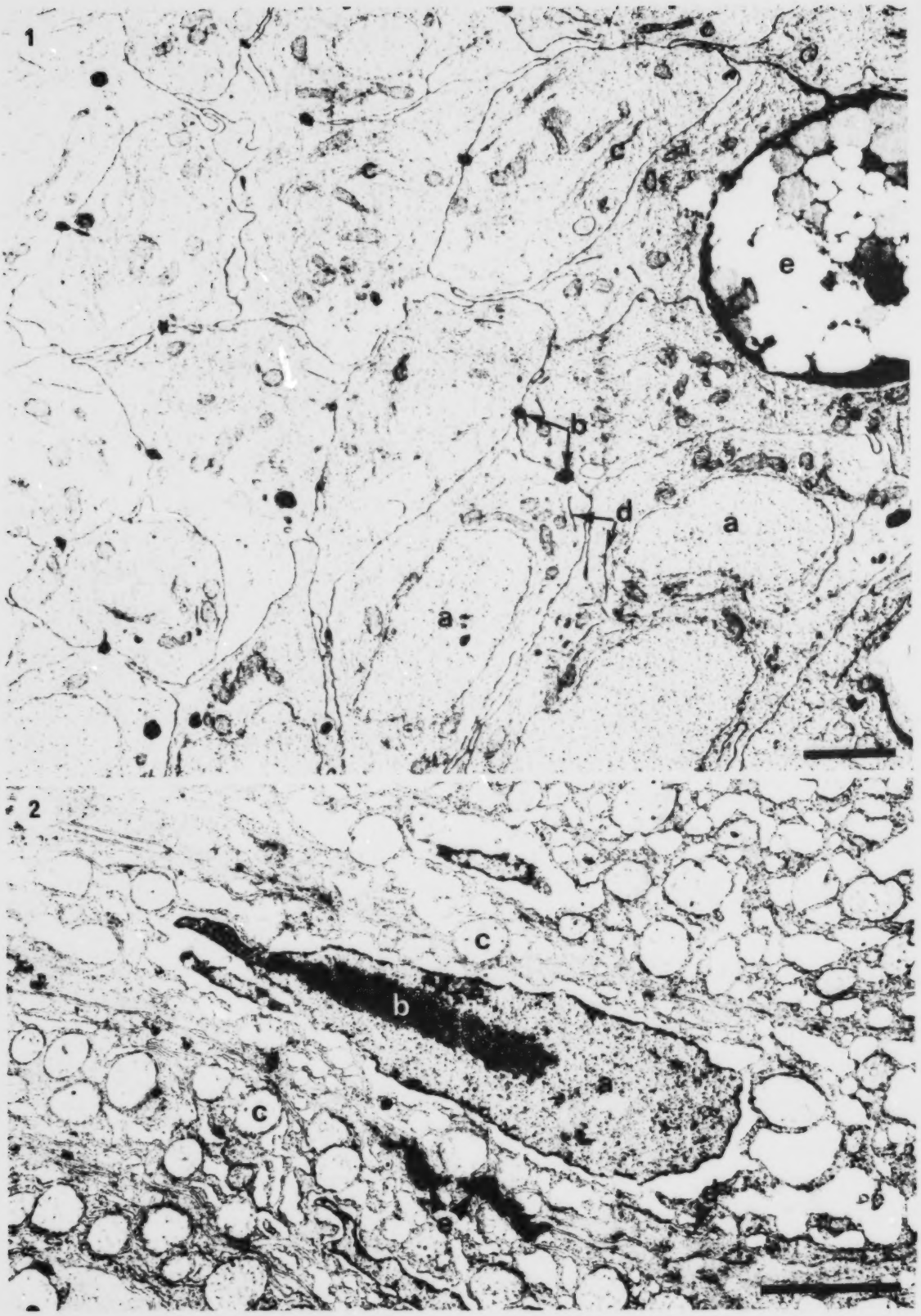

1
c
c
e
b
d
a
a
2
c
b
c

Plate 36. Intestine. Gland. (T.E.M.)

FIG. 1. Crypt of gland. Bar = 2 μm.
- a. Lipid droplet.
- b. Basement membrane.
- c. Nucleus of goblet cell.
- d. Mucous droplets.
- e. Golgi apparatus.
- f. Rough endoplasmic reticulum.
- g. Mitochondrion.
- h. Fibroblast.
- i. Collagen.

FIG. 2. Rodlet cell. Bar = 2 μm.
- a. Nucleus.
- b. Rodlets.
- c. Membrane-bound vesicle around base of rodlet.
- d. Fibrous capsule of rodlet cell.
- e. Mitochondrion.

Planche 36. Intestin. Glande (MET)

FIG. 1. Crypte d'une glande. Échelle = 2 μm
- a. Gouttelette de lipide
- b. Membrane basale
- c. Noyau d'une cellule caliciforme
- d. Gouttelettes de mucus
- e. Appareil de Golgi
- f. Réticulum endoplasmique rugueux
- g. Mitochondrie
- h. Fibroblaste
- i. Collagène

FIG. 2. Cellule à bâtonnets. Échelle = 2 μm
- a. Noyau
- b. Bâtonnets
- c. Vésicule liée à la membrane à la base du bâtonnet
- d. Capsule fibreuse d'une cellule à bâtonnets
- e. Mitochondrie

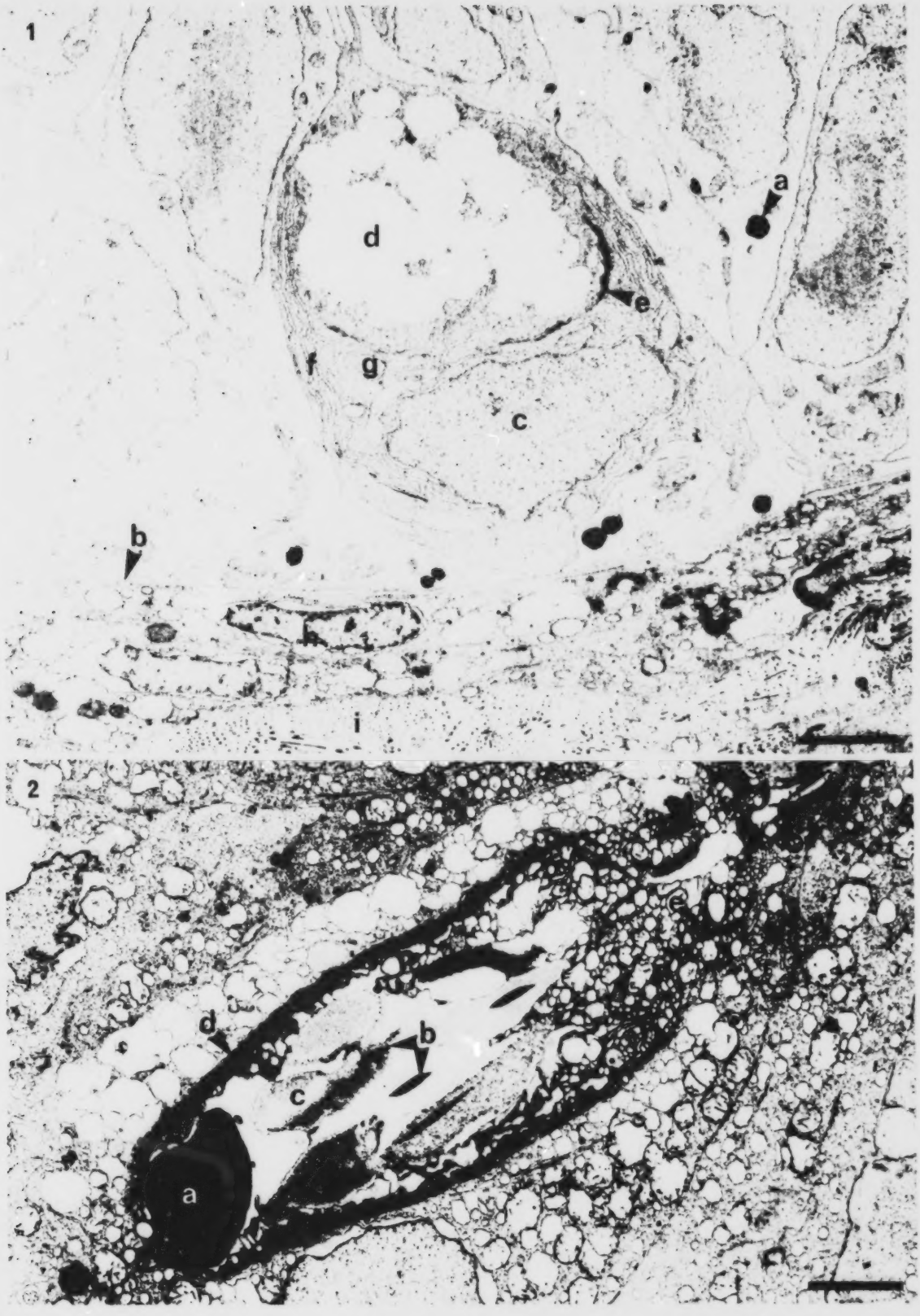

1
a
d
e
f
g
c
b
i
2
e
d
b
c
a

Plate 37. Intestine. Connective tissue adjacent to epithelium. (T.E.M.).
Bar = 2 μm.

a. Fibroblast.
b. Collagen.
c. Bundle of unmyelinated nerves.

Planche 37. Intestin. Tissu conjonctif adjacent à l'épithélium (MET)
Échelle = 2 μm

a. Fibroblaste
b. Collagène
c. Faisceau de nerfs non myélinisés

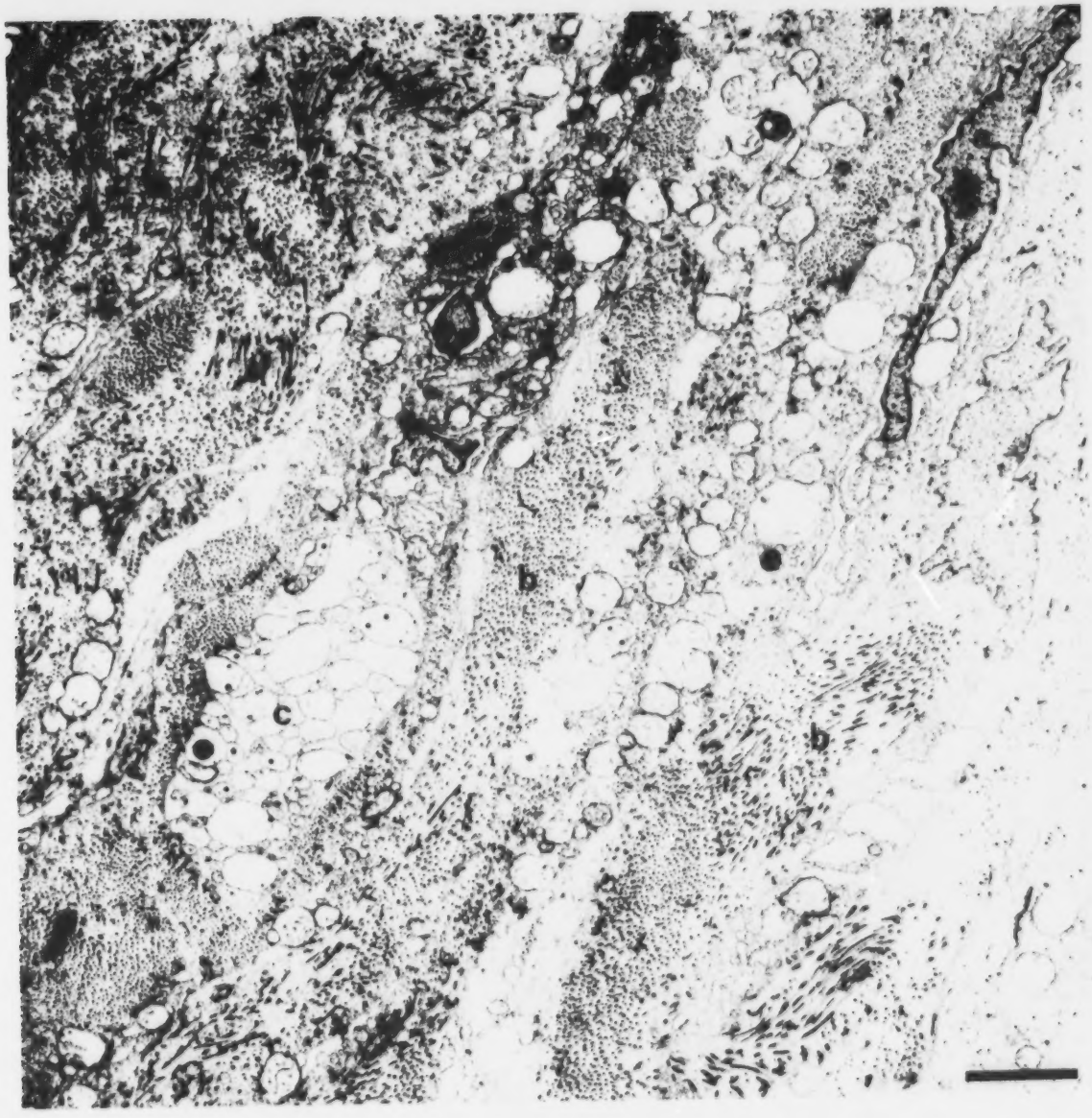

b
c
b

Plate 38. Intestine. Auerbach's plexus. (T.E.M.).
Bar = 2 μm.

a. Smooth muscle cells.
b. Unmyelinated nerve.
c. Fibroblast.

Planche 38. Intestin. Plexus d'Auerbach (MET)
Échelle = 2 μm

a. Cellules musculaires lisses
b. Nerf non myélinisé
c. Fibroblaste

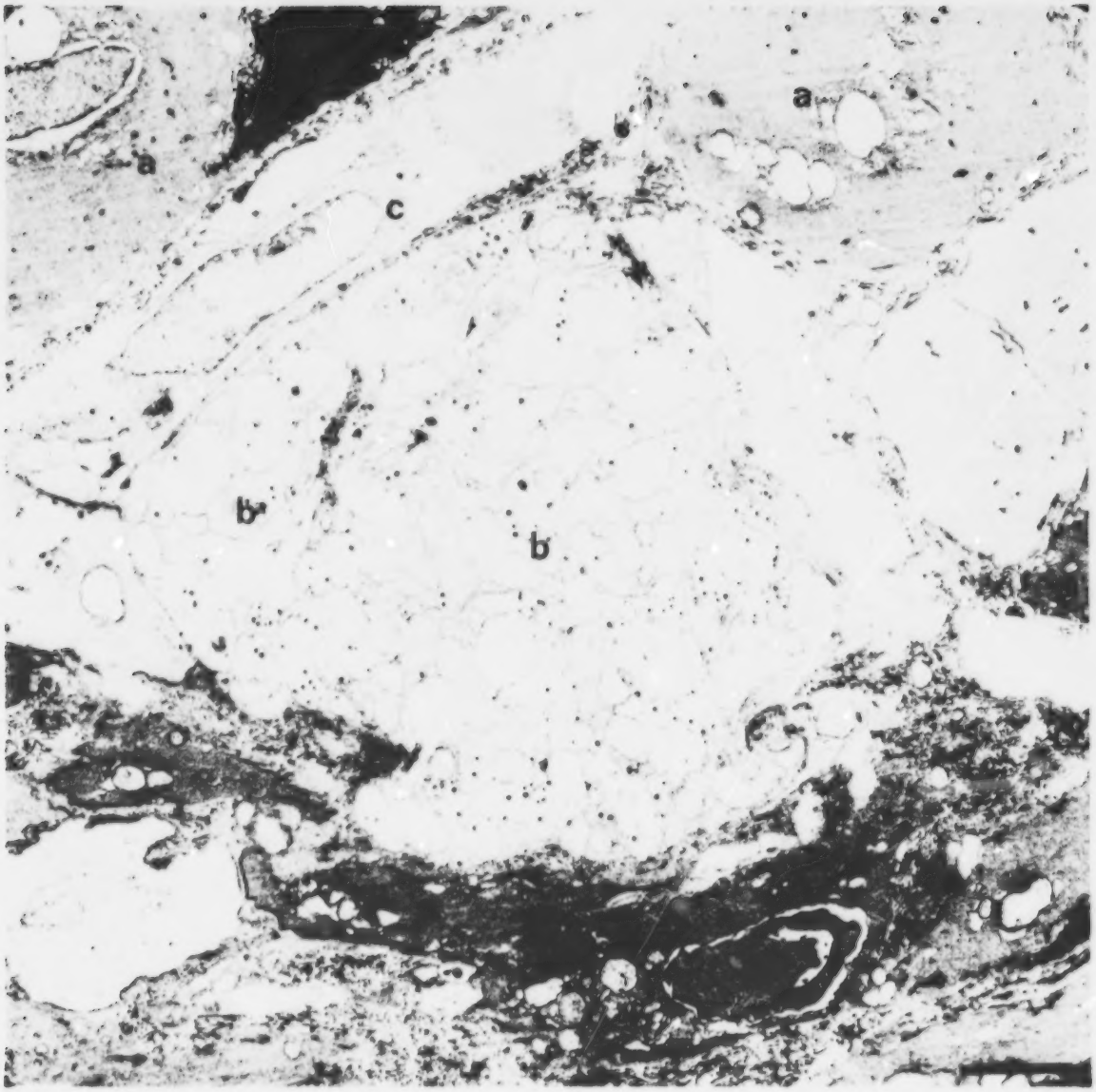

a
a
c
b
b

Plate 39. Pyloric caecum. (L.M.).

FIG. 1. T.S. (Helly's. H. & E.). Bar = 0.5 mm.
a. Surface epithelial cells.
b. Glands.
c. Muscularis.
d. Pancreas.

FIG. 2. T.S. mucosa (J.B. -4. chrom[illegible]trope 2R/methylene blue).
Bar = 100 μm.
a. Columnar epithelial cells.
b. Goblet cell.
c. Crypt of gland.
d. Connective tissue.
e. Muscularis circularis.

FIG. 3. T.S. muscularis (J.B.-4. Chromotrope 2R/methylene blue).
Bar = 100 μm.
a. Connective tissue.
b. Muscularis circularis.
c. Muscularis longitudinalis.
d. Serosa.

FIG. 4. T.S. epithelium (J.B.-4. Methylene blue/basic fuschin).
Bar = 100 μm.
a. Plerocercoid.

Planche 39. Caecum pylorique (MO)

FIG. 1. CT (Helly. H et É). Échelle = 0,5 μm
a. Cellules épithéliales de la surface
b. Glandes
c. Musculaire
d. Pancréas

FIG. 2. CT. Muqueuse (J.-B. -4. Chromatrope 2R/bleu de méthylène). Échelle = 100 μm
a. Cellules épithéliales cylindriques
b. Cellule caliciforme
c. Crypte d'une glande
d. Tissu conjonctif
e. Couche de muscles circulaire

FIG. 3. Musculaire CT (J.-B.-4. Chromotrope 2R/bleu de méthylène) Échelle = 100 μm
a. Tissu conjonctif
b. Couche de muscles circulaire
c. Couche de muscles longitudinale
d. Séreuse

FIG. 4. Épithélium. CT (J.-B.-4. Bleu de méthylèn fuschine basique). Échelle = 100 μm
a. Larve plérocercoïde

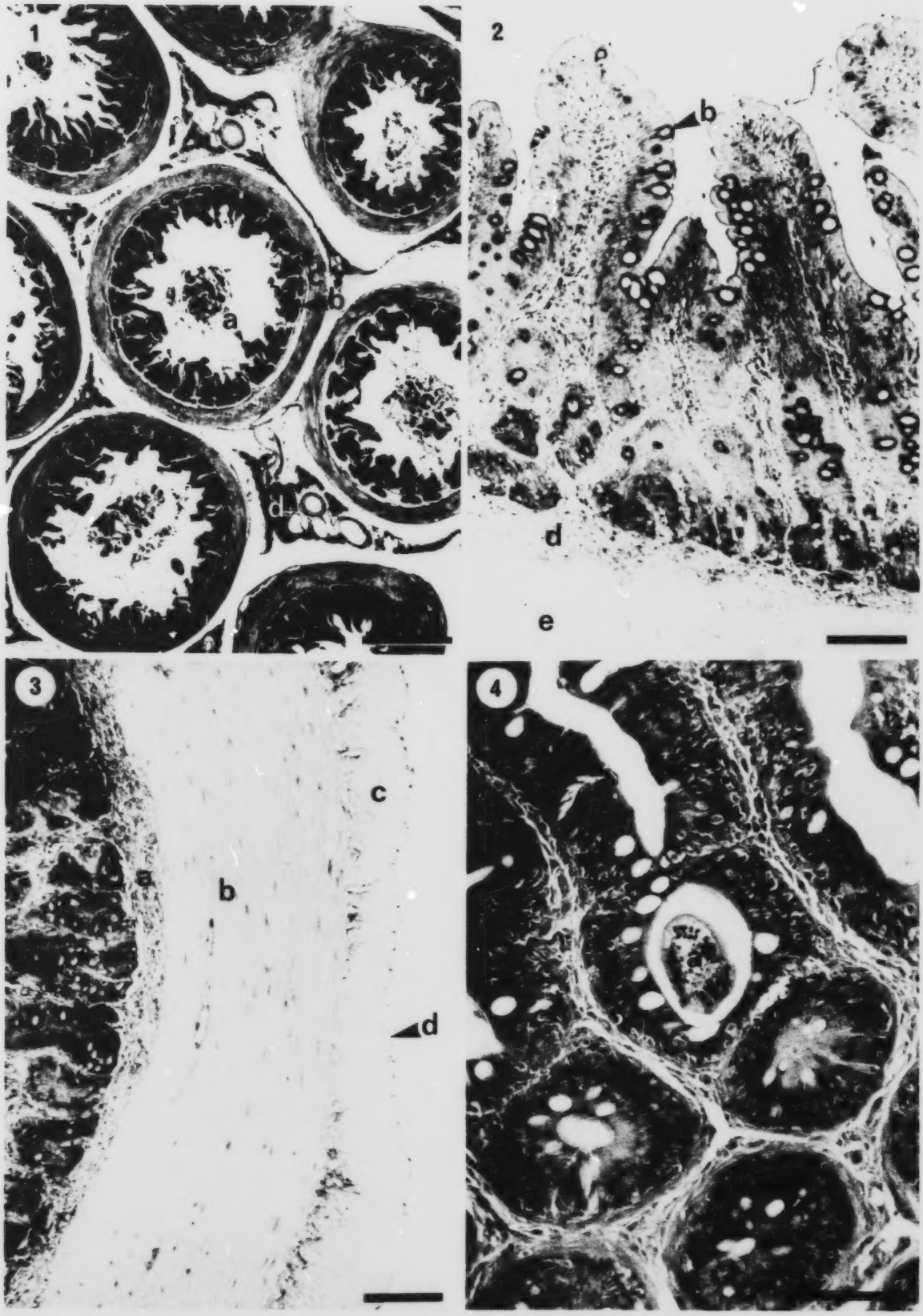

1
a
b
d
2
b
d
e
3
a
b
c
d
4

Plate 40. Pyloric caecum slit open longitudinally. (S.E.M.).

FIG. 1. Bar = 500 μm.
a. Longitudinal folds.

FIG. 2. Bar = 100 μm.
a. Longitudinal fold.
b. Reticulate folds.

FIG. 3. Bar = 20 μm.
a. Surface of epithelial cells.
b. Openings of goblet cells.

FIG. 4. Bar = 5 μm.
a. Surface of epithelial cell covered with microvilli.

Planche 40. Caecum pylorique, incision longitudinale (MEB)

FIG. 1. Échelle = 500 μm
a. Replis longitudinaux

FIG. 2. Échelle = 100 μm
a. Repli longitudinal
b. Replis réticulés

FIG. 3. Échelle = 20 μm
a. Surface de cellules épithéliales
b. Orifices de cellules caliciformes

FIG. 4. Échelle = 5 μm
a. Surface d'une cellule épithéliale couverte de microvillosités

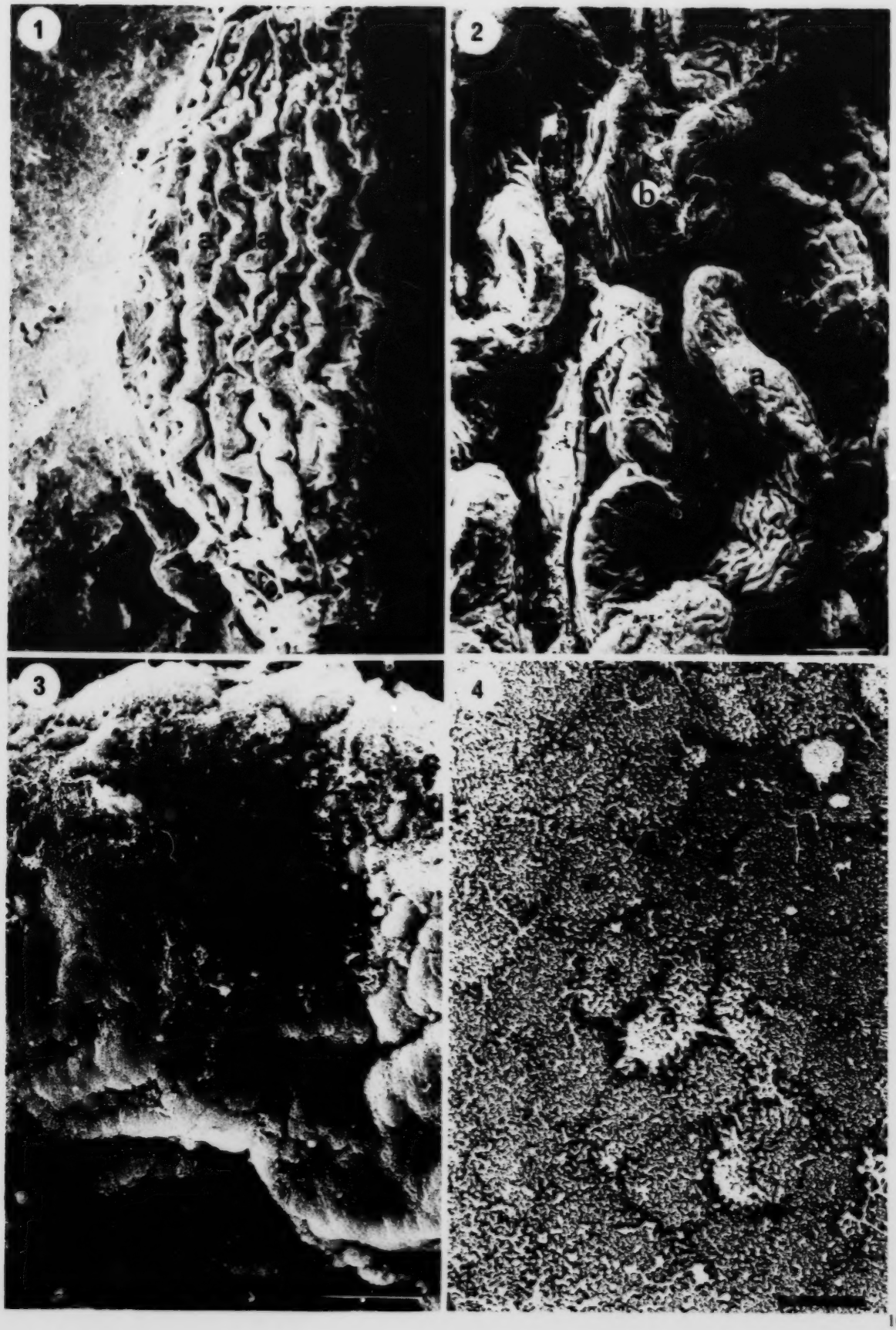

1
2
b
a
3
4

Plate 41. Pyloric caecum. Apex of epithelial cells. (T.E.M.).

FIG. 1. Bar = 2 μm.
- a. Microvilli.
- b. Wandering cell.
- c. Lipid droplet.
- d. Round to ovoid electron dense granules.

FIG. 2. Bar = 1 μm.
- a. Microvilli with protein polysaccharide coat on tips.
- b. Wandering cell.
- c. Lipid droplet.
- d. Junctional complex.
- e. Smooth endoplasmic reticulum.
- f. Mitochondrion.

Planche 41. Caecum pylorique. Apex de cellules épithéliales (MET)

FIG. 1. Échelle = 2 μm
- a. Microvillosités
- b. Cellule migratrice
- c. Gouttelette de lipide
- d. Grains opaques aux électrons de forme ronde à ovoïde

FIG. 2. Échelle = 1 μm
- a. Microvillosités dont les extrémités sont revêtues de complexe protéine-polysaccharide
- b. Cellule migratrice
- c. Gouttelette de lipide
- d. Complexe de jonction
- e. Réticulum endoplasmique lisse
- f. Mitochondrie

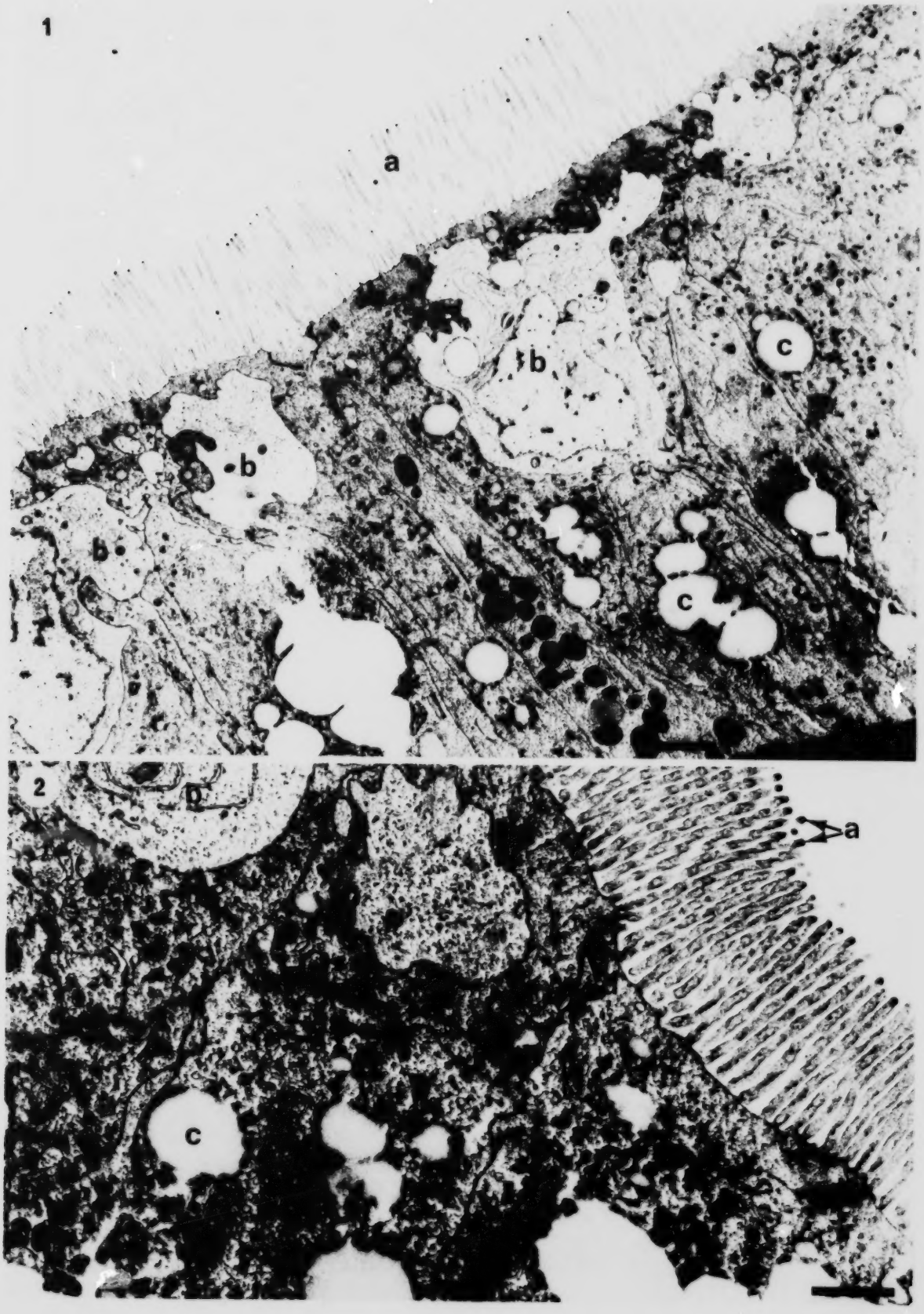

1
a
b
b
b
c
c
2
a
c

Plate 42. Pyloric caecum. Supranuclear and Golgi regions of epithelial cells. (T.E.M.).

FIG. 1. Bar = 1 μm.
- a. Nucleus.
- b. Lipid droplet.
- c. Mitochondrion.
- d. Golgi apparatus.
- e. Rough endoplasmic reticulum.
- f. Lamellar structure.
- g. Chylomicrons.

FIG. 2. Bar = 1 μm.
- a. Golgi apparatus.
- b. Lipid droplet.
- c. Dense body composed of chylomicrons.
- d. Chylomicrons in intercellular space.
- e. Chylomicrons in lamellar structure.

Planche 42. Caecum pylorique. Région sus-nucléaire et appareil de Golgi de cellules épithéliales (MET)

FIG. 1. Échelle = 1 μm
- a. Noyau
- b. Gouttelette de lipide
- c. Mitochondrie
- d. Appareil de Golgi
- e. Réticulum endoplasmique rugueux
- f. Structure lamellaire
- g. Chylomicrons

FIG. 2. Échelle = 1 μm
- a. Appareil de Golgi
- b. Gouttelette de lipide
- c. Corps dense composé de chylomicrons
- d. Chylomicrons dans l'espace intercellulaire
- e. Chylomicrons dans la structure lamellaire

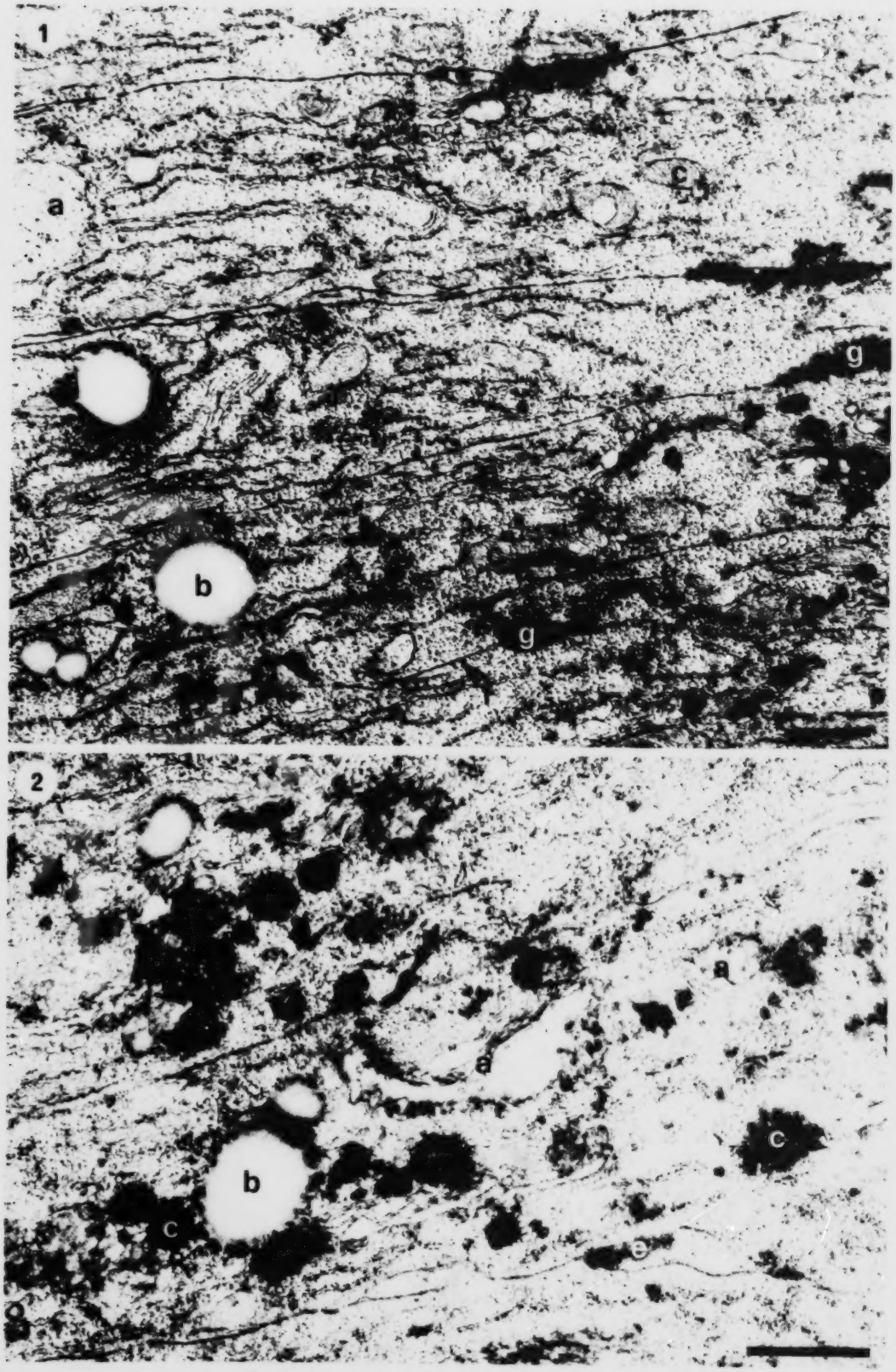

1
a
c
g
b
g
2
a
a
c
b
c
c

Plate 43. Pyloric caecum. Bases of epithelial cells. (T.E.M.).
Bar = 1 μm.

a. Chylomicrons.
b. Lipid droplet.
c. Basement membrane.

Planche 43. Caecum pylorique. Bases de cellules épithéliales (MET)
Échelle = 1 μm

a. Chylomicrons
b. Gouttelette de lipide
c. Membrane basale

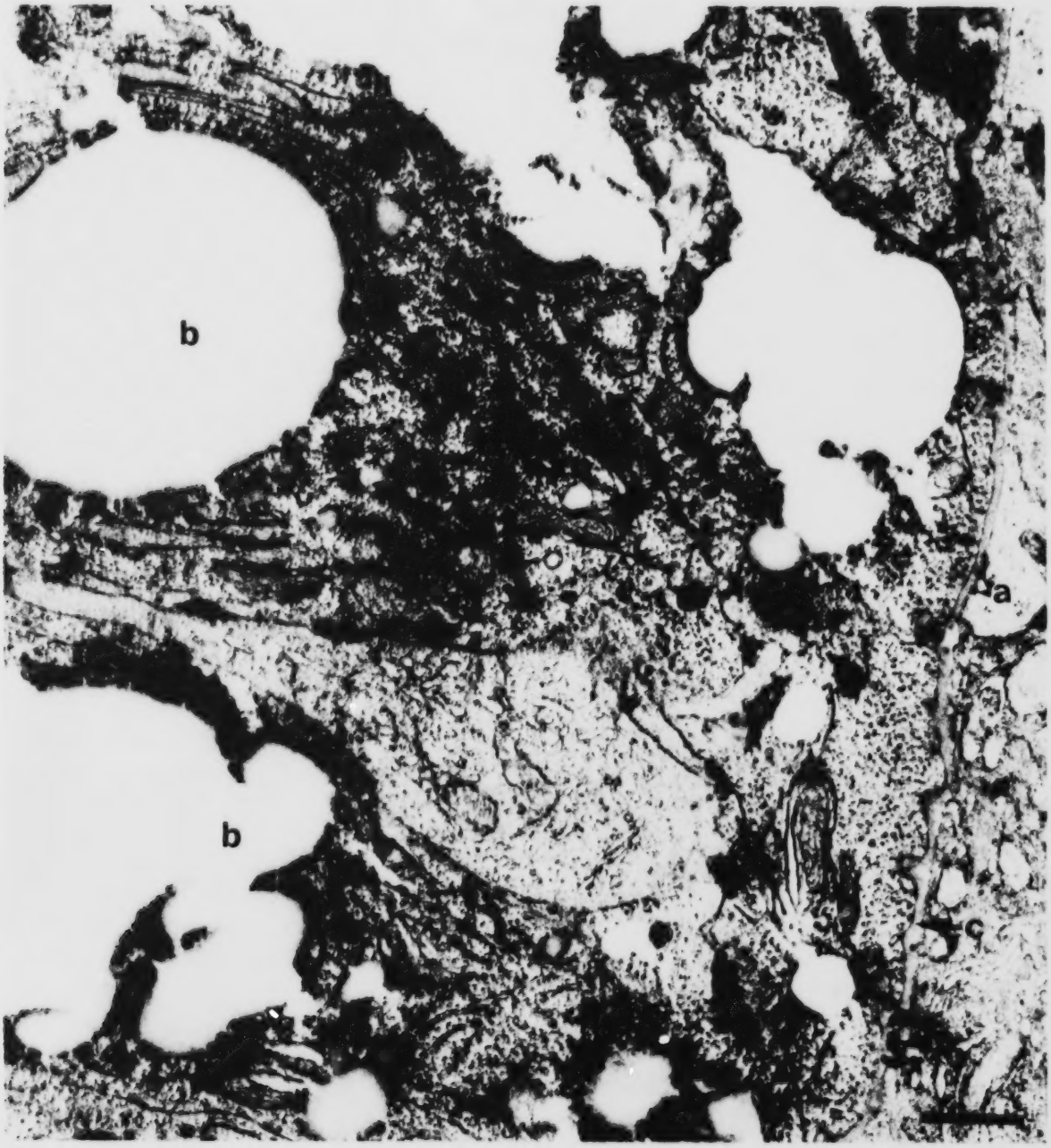

b
b
a
c

Plate 44. Pyloric caecum. Gland. (T.E.M.).
Bar = 3 μm.

a. Goblet cell.
b. Goblet cell with more densely staining granules.

Planche 44. Caecum pylorique. Glande (MET)
Échelle = 3 μm

a. Cellule caliciforme
b. Cellule caliciforme contenant des grains à coloration plus dense

a
a
a

Plate 45. Pyloric caecum. Gland. (T.E.M.).
Bar = 1 μm.

a. Chromosomes of dividing cell.
b. Centriole of dividing cell.
c. Microtubule of dividing cell.
d. Nucleus.
e. Golgi apparatus.
f. Lipid droplets.
g. Mitochondrion.
h. Lamellar structure.
i. Desmosome.

Planche 45. Caecum pylorique. Glande (MET)
Échelle = 1 μm

a. Chromosomes d'une cellule en division
b. Centriole d'une cellule en division
c. Microtubule d'une cellule en division
d. Noyau
e. Appareil de Golgi
f. Gouttelettes de lipide
g. Mitochondrie
h. Structure lamellaire
i. Desmosome

a
a

Plate 46. Pyloric caecum. Connective tissue between glands and muscle layers. (T.E.M.).
Bar = 2 μm.

a. Cell of gland.
b. Basement membrane.
c. Fibroblast.
d. Collagen.

Planche 46. Caecum pylorique. Tissu conjonctif entre les glandes et les couches de muscles. (MET)
Échelle = 2 μm

a. Cellule d'une glande
b. Membrane basale
c. Fibroblaste
d. Collagène

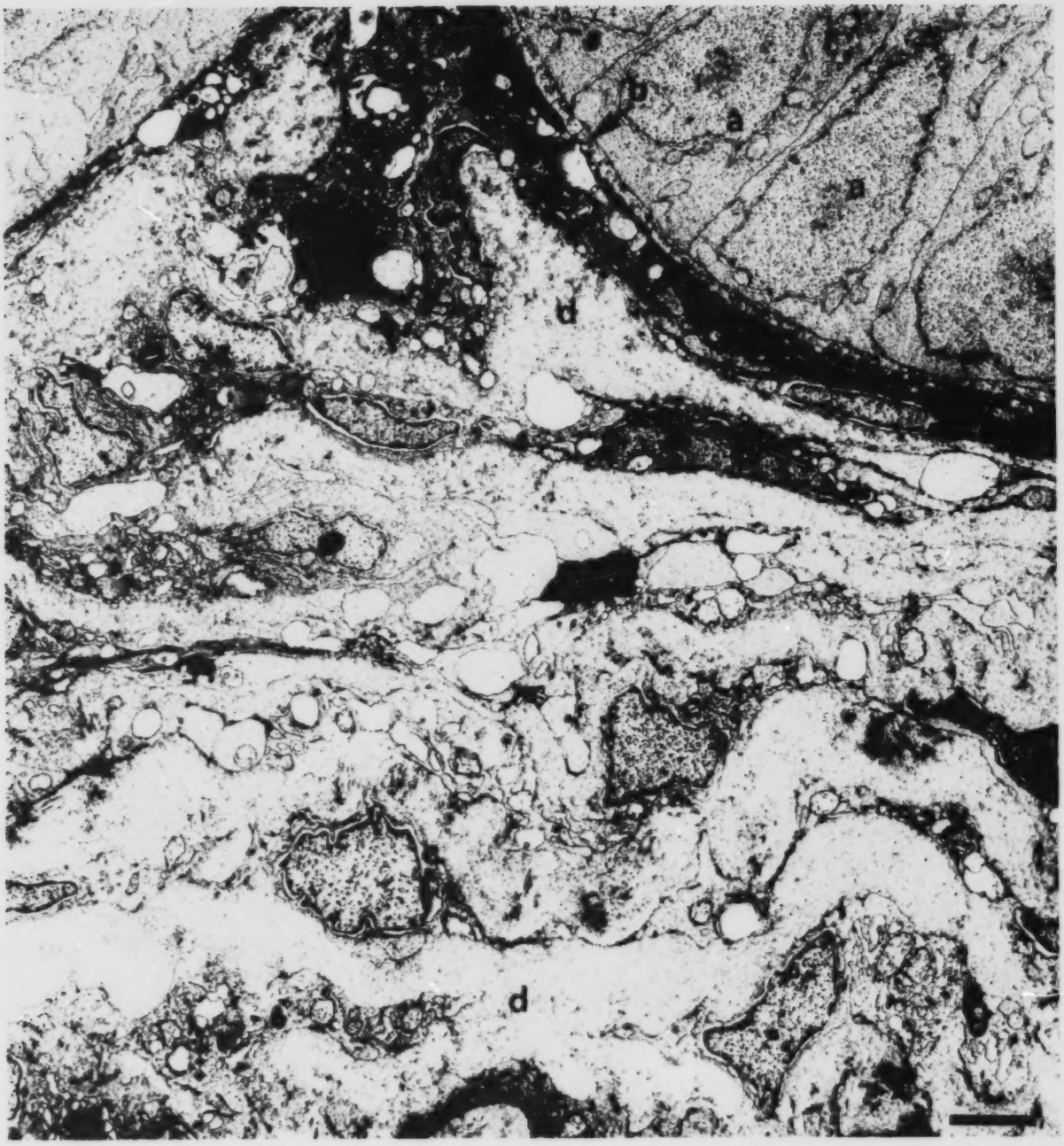

a
a
d
d

Plate 47. Pyloric caecum. Muscularis circularis. (T.E.M.).
Bar = 2 μm.

a. Myofilaments.
b. Dense bodies.
c. Nucleus.
d. Mitochondria.

Planche 47. Caecum pylorique. Couche de muscles circulaire. (MET)
Échelle = 2 μm

a. Myofilaments
b. Corps denses
c. Noyau
d. Mitochondries

Plate 48. Pyloric caecum. Muscularis longitudinalis and serosa. (T.E.M.).
Bar = 1 μm.

a. Nucleus of mesothelial cell.
b. Nucleus of smooth muscle cell.
c. Pinocytotic vesicles.
d. Mitochondrion.
e. Collagen.

Planche 48. Caecum pylorique. Couches de muscles longitudinale et séreuse (MET)
Échelle = 1 μm

a. Noyau d'une cellule mésothéliale
b. Noyau d'une cellule musculaire lisse
c. Vésicules de pinocytose
d. Mitochondrie
e. Collagène

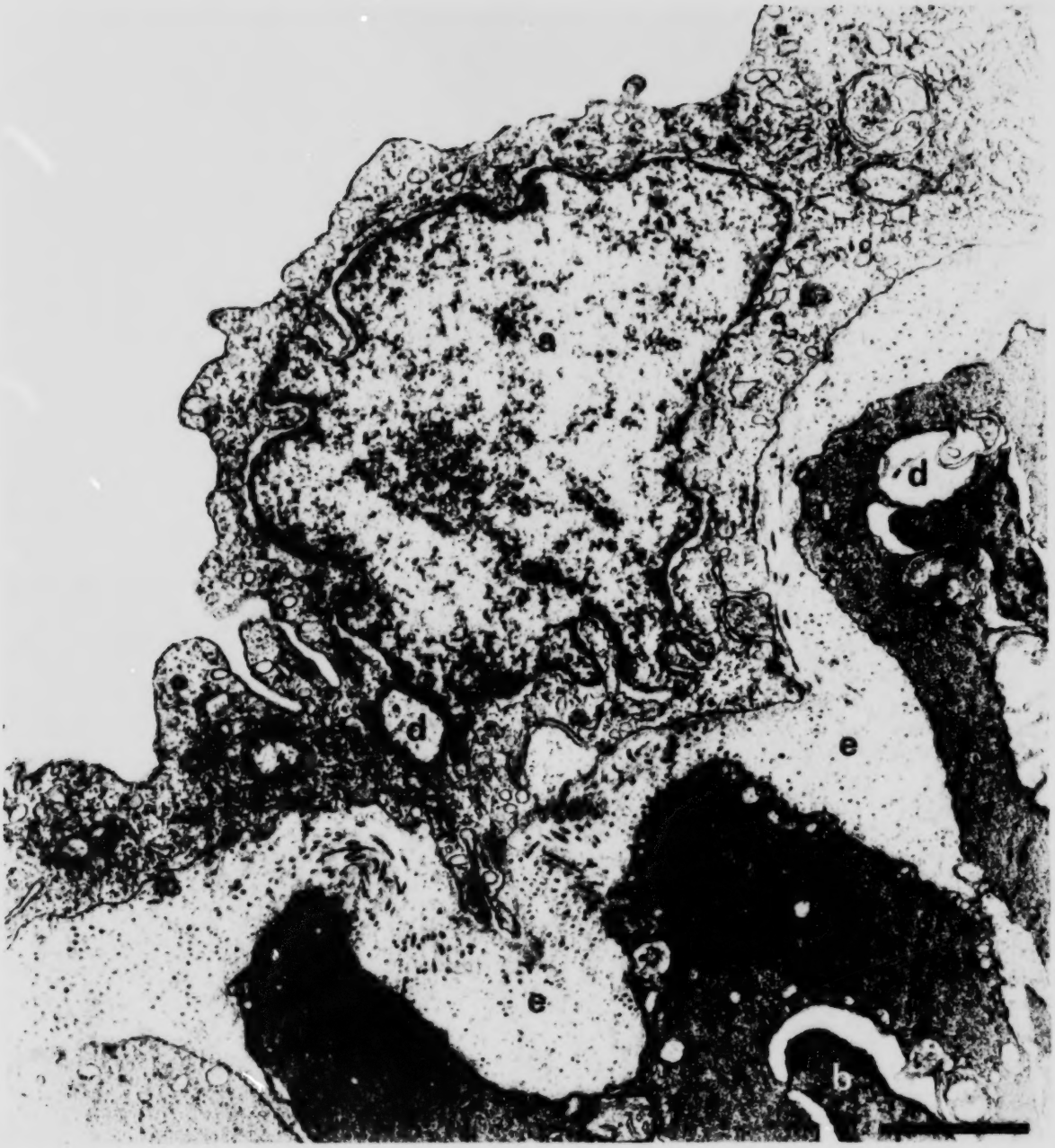

a
d
d
e
e
b

Plate 49. Pyloric caecum. Auerbach's plexus. (T.E.M.).
Bar = 2 μm.

a. Unmyelinated nerve fibres of plexus.
b. Cell of muscularis longitudinalis.
c. Cell of muscularis circularis.
d. Collagen.

Planche 49. Caecum pylorique. Plexus d'Auerbach (MET)
Échelle = 2 μm

a. Fibres nerveuses non myélinisées du plexus
b. Cellule de la couche de muscles longitudinale
c. Cellule de la couche de muscles circulaire
d. Collagène

c
b

Plate 50. Ileo-rectal valve and rectum. (L.M.)

FIG. 1. Ileo-rectal valve. (Formalin. H. and E.) Bar = 300 μm.
- a. Epithelium of intestine.
- b. Epithelium of rectum.
- c. Muscularis circularis.
- d. Muscularis longitudinalis.

FIG. 2. Rectum. (J.B.-4. H. and E.). Bar = 100 μm.
- a. Surface epithelial cells.
- b. Cells of gland.
- c. Goblet cell.
- d. Connective tissue.
- e. Muscularis circularis.

Planche 50. Valvule iléo-rectale et rectum (MO)

FIG. 1. Valvule iléo-rectale (Formol. H et É) Échelle = 300 μm
- a. Épithélium de l'intestin
- b. Épithélium du rectum
- c. Couche de muscles circulaire
- d. Couche de muscles longitudinale

FIG. 2. Rectum (J.B.-4. H et É). Échelle = 100 μm
- a. Cellules épithéliales de surface
- b. Cellules d'une glande
- c. Cellule caliciforme
- d. Tissu conjonctif
- e. Couche de muscles circulaire

1

2

Plate 51. Rectum. (S.E.M.)

FIG. 1. Bar = 100 μm.
a. Openings of glands, containing zoomastigophora.

FIG. 2. Bar = 20 μm.
a. Openings of goblet cells.
b. Surfaces of epithelial cells.
c. Zoomastigophora.

FIG. 3. Bar = 1 μm.
a. Goblet cell.
b. Microvilli.

Planche 51. Rectum (MEB)

FIG. 1. Échelle = 100 μm
a. Orifices de glandes contenant des zoomastigophores

FIG. 2. Échelle = 20 μm
a. Orifices de cellules caliciformes
b. Surfaces de cellules épithéliales
c. Zoomastigophores

FIG. 3. Échelle = 1 μm
a. Cellule caliciforme
b. Microvillosités

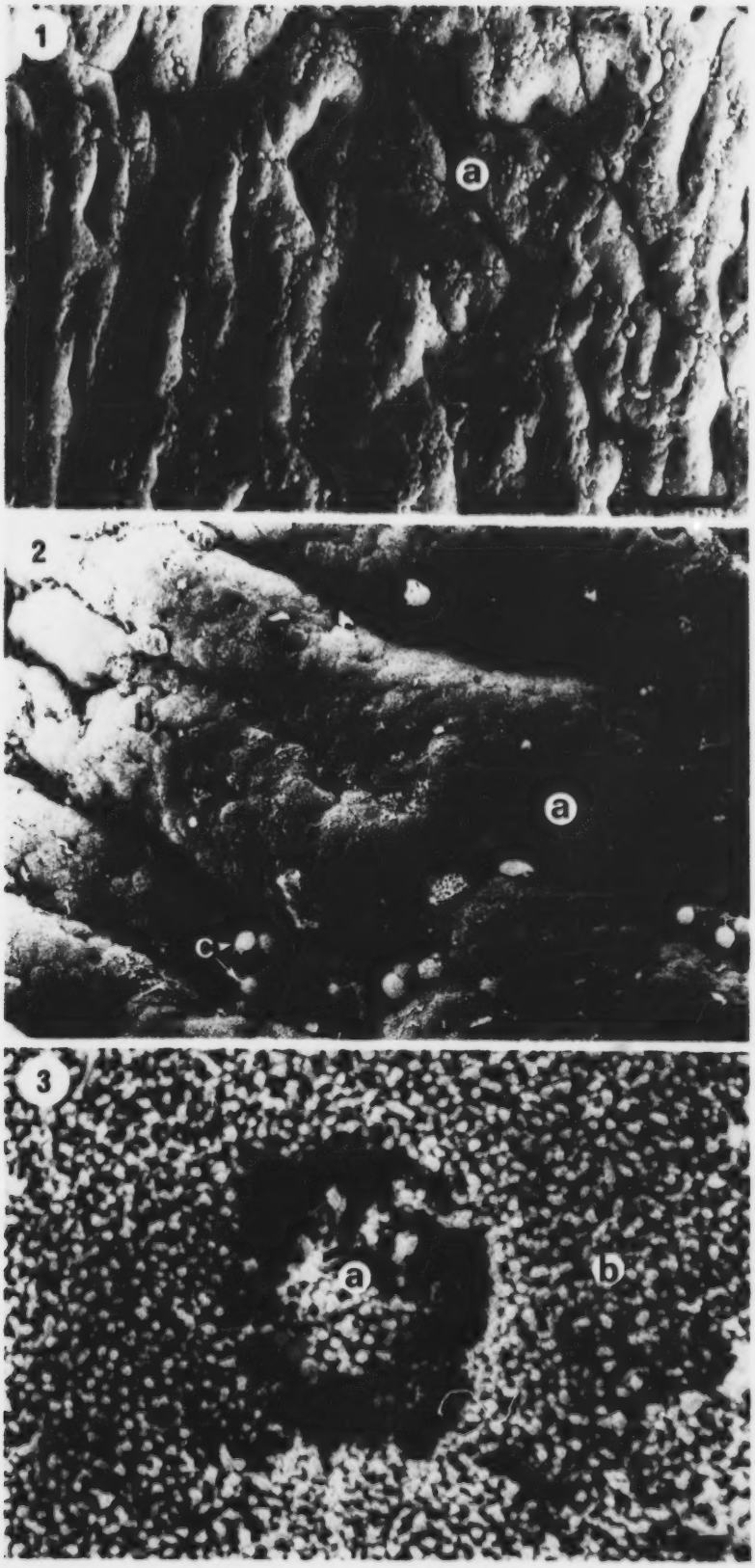

1
a
2
b
a
c
3
a
b

Plate 52. Rectum. (S.E.M.)

FIG. 1. Bar = 5 μm.
a. Zoomastigophora.
b. Flagella.

FIG. 2. Bar = 10 μm
a. Protozoa.

FIG. 3. Bar = 10 μm.
a. Surface of epithelial cells.
b. Bacteria.

Planche 52. Rectum (MEB)

FIG. 1. Échelle = 5 μm
a. Zoomastigophores
b. Flagelles

FIG. 2. Échelle = 10 μm
a. Protozoaires

FIG. 3. Échelle = 10 μm
a. Surface de cellules épithéliales
b. Bactéries

1
a
a
b
2
a
3
b
b

Plate 53. Rectum. Apex of epithelial cells. (T.E.M.).

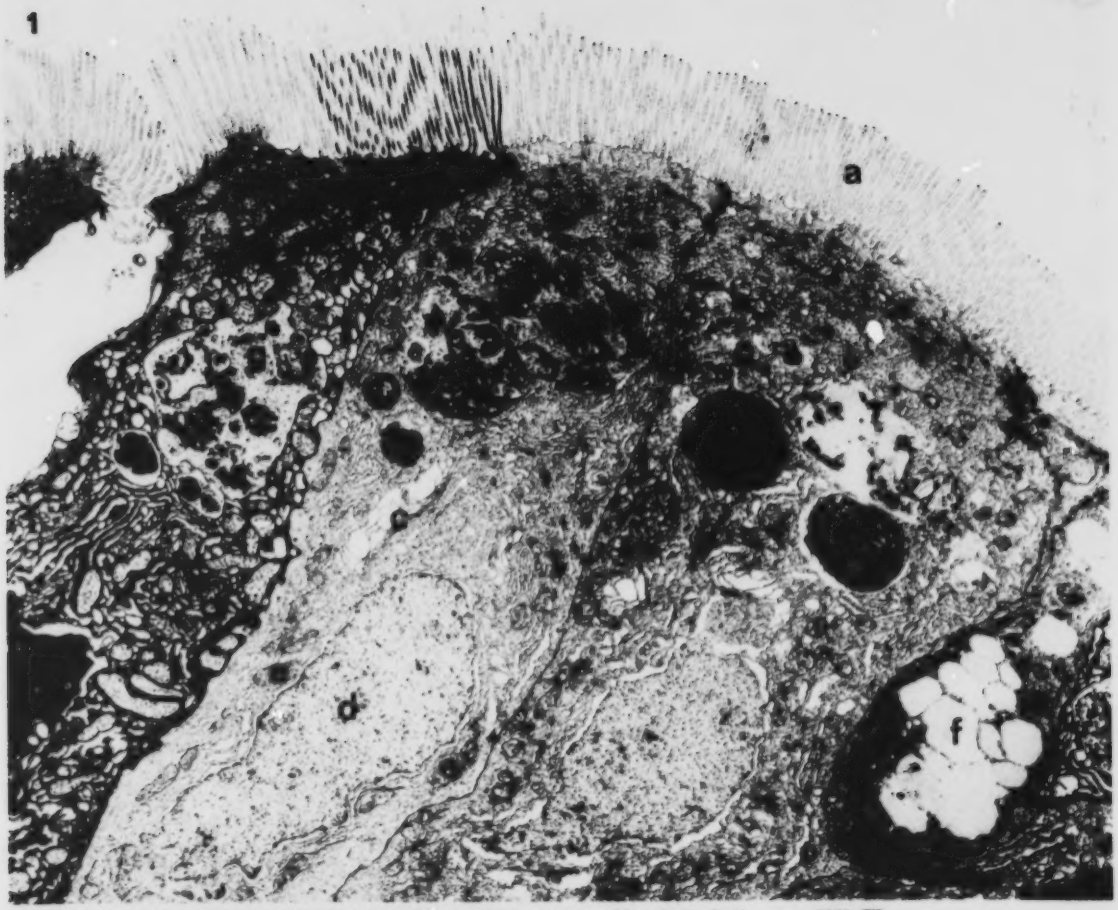
FIG. 1. Bar = 2 μm.
- a. Microvilli.
- b. Lysosome.
- c. Golgi apparatus.
- d. Nucleus.
- e. Mitochondrion.
- f. Goblet cell.
- g. Degenerating cell.

FIG. 2. Bar = 1 μm.
- a. Microvilli.
- b. Invagination.
- c. Zonula occuludens.
- d. Zonula adherens.
- e. Macula adherens.
- f. Terminal web.
- g. Multivesicular body.
- h. Smooth endoplasmic reticulum.
- i. Rough endoplasmic reticulum.
- j. Mitochondrion.

Planche 53. Rectum. Apex de cellules épithéliales (MET)

FIG. 1. Échelle = 2 μm
- a. Microvillosités
- b. Lyosome
- c. Appareil de Golgi
- d. Noyau
- e. Mitochondrie
- f. Cellule caliciforme
- g. Cellule en voie de dégénérescence

FIG. 2. Échelle = 1 μm
- a. Microvillosités
- b. Invagination
- c. Zonula occludens
- d. Zonula adherens
- e. Macula adherens
- f. Plateau terminal
- g. Corps plurivésiculaire
- h. Réticulum endoplasmique lisse
- i. Réticulum endoplasmique rugueux
- j. Mitochondrie


1
a
d
f

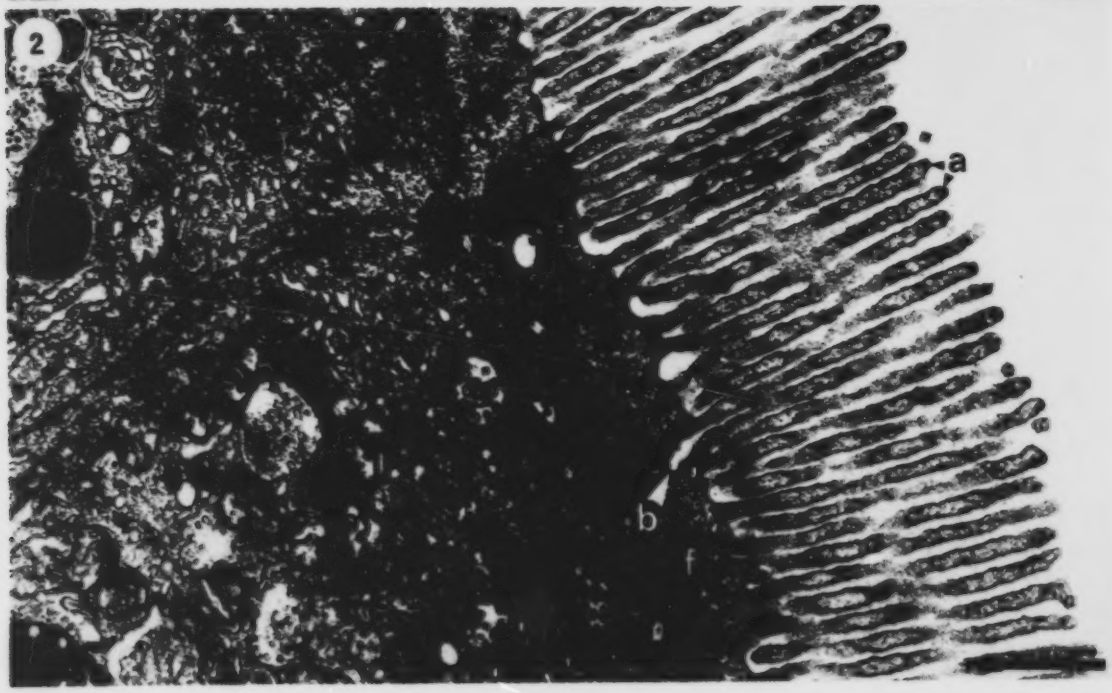

2
a
b

Plate 54. Rectum. Epithelium. (T.E.M.).

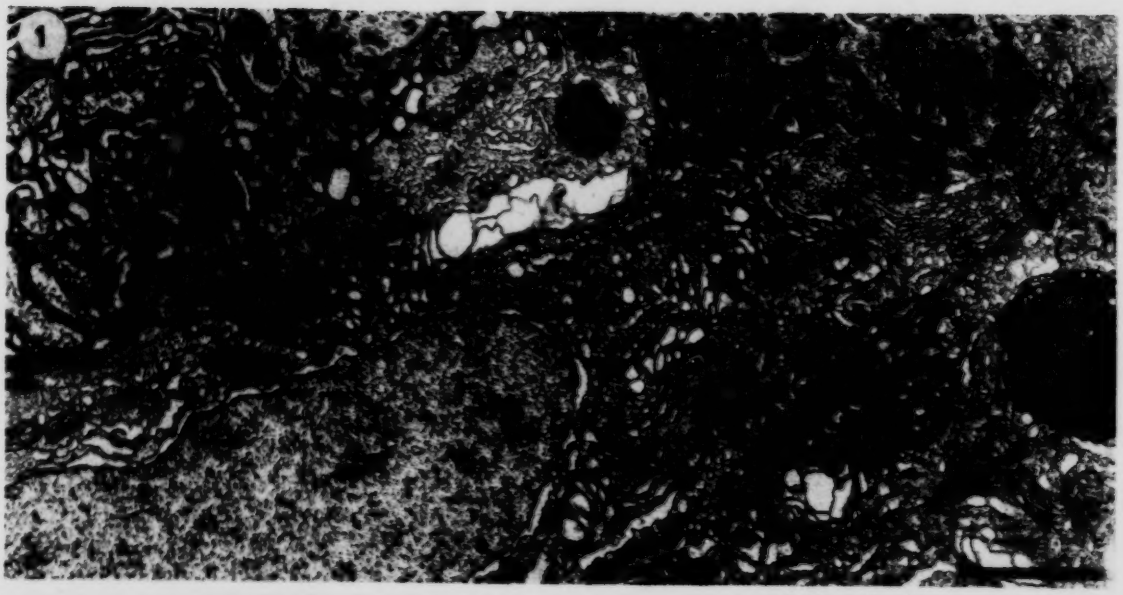
FIG. 1. Epithelial cell. Nuclear region. Bar = 2 μm.
- a. Nucleus.
- b. Golgi apparatus.
- c. Rough endoplasmic reticulum.
- d. Mitochondrion.
- e. Lysosome.
- f. Desmosome.

FIG. 2. Goblet cell. Bar = 1 μm.
- a. Mucous granule.
- b. Junctional complex.
- c. Microvillus.

Planche 54. Rectum. Épithélium (MET)

FIG. 1. Cellule épithéliale. Région nucléaire. Échelle = 2 μm
- a. Noyau
- b. Appareil de Golgi
- c. Réticulum endoplasmique rugueux
- d. Mitochondrie
- e. Lysosome
- f. Desmosome

FIG. 2. Cellule caliciforme. Échelle = 1 μm
- a. Grain de mucus
- b. Complexe de jonction
- c. Microvillosité



2

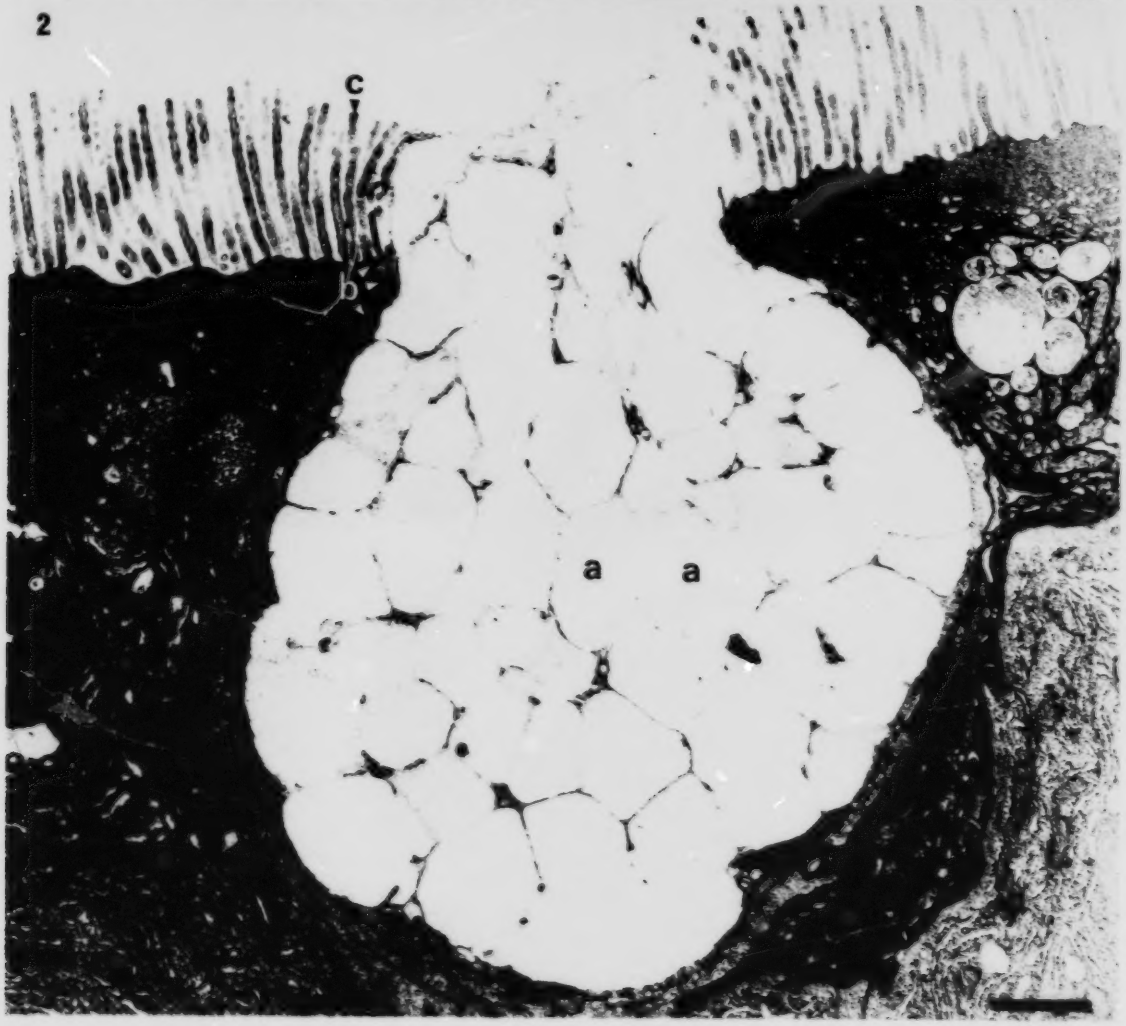


Plate 55. Rectum. Epithelium surface. (T.E.M).
Bar = 1 μm.

a. Microvilli.
b. Bacteria.
c. Filaments of terminal web.

Planche 55. Rectum. Surface de l'épithélium (MET)
Échelle = 1 μm

a. Microvillosités
b. Bactéries
c. Filaments du plateau terminal

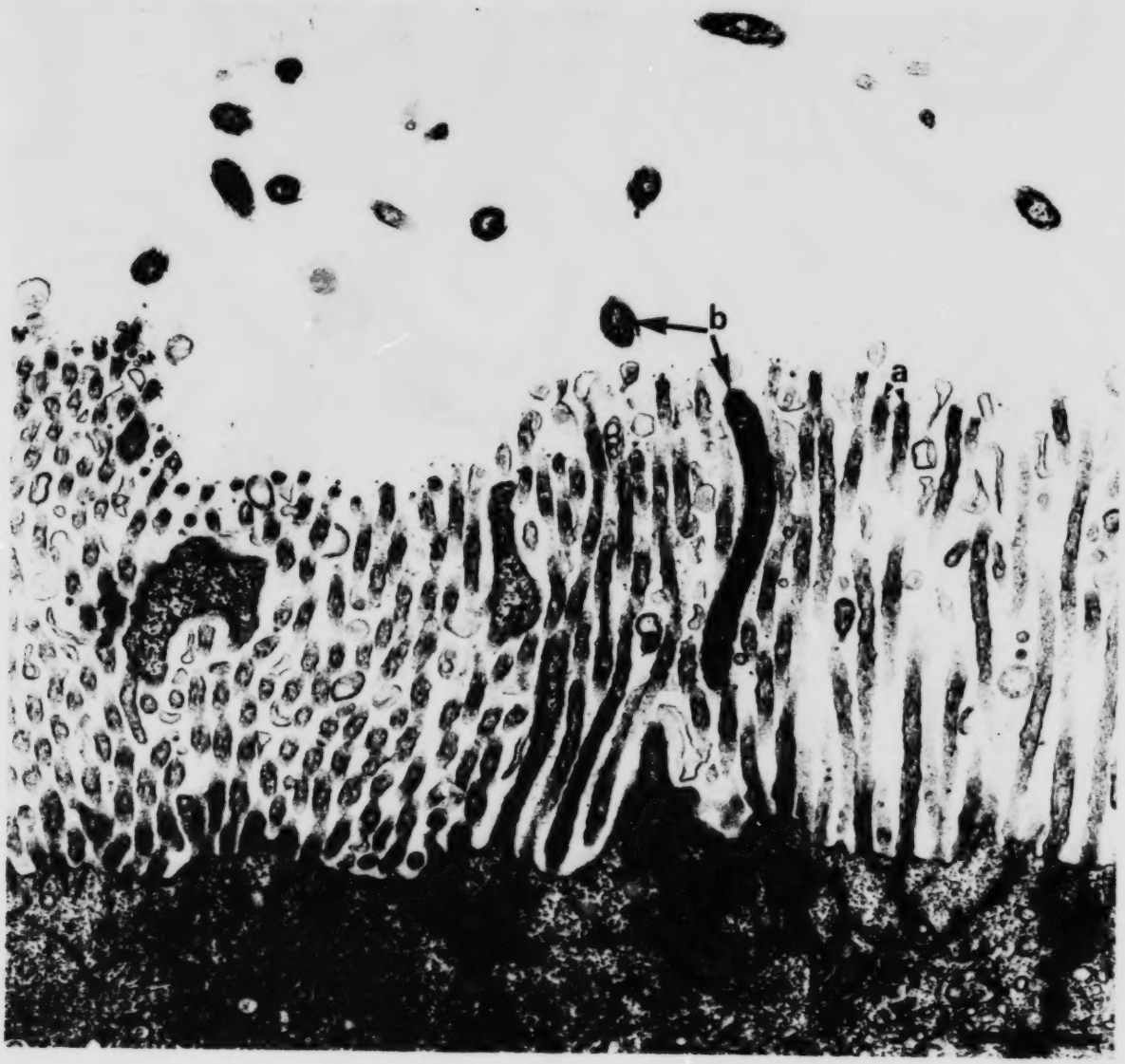

b
a

Plate 56. Rectum. Gland. (T.E.M.).

FIG. 1. Bar = 5 μm.
a. Developing goblet cell.

FIG. 2. Bar = 2 μm.
a. Rodlet cell.
b. Desmosomes.
c. Elastin in outer layer of arteriole in connective tissue.

Planche 56. Rectum. Glande (MET)

FIG. 1. Échelle = 5 μm
a. Cellule caliciforme en voie de développement

FIG. 2. Échelle = 2 μm
a. Cellule à bâtonnets
b. Desmosomes
c. Élastine dans la couche externe d'une artériole, dans le tissu conjonctif

1
a

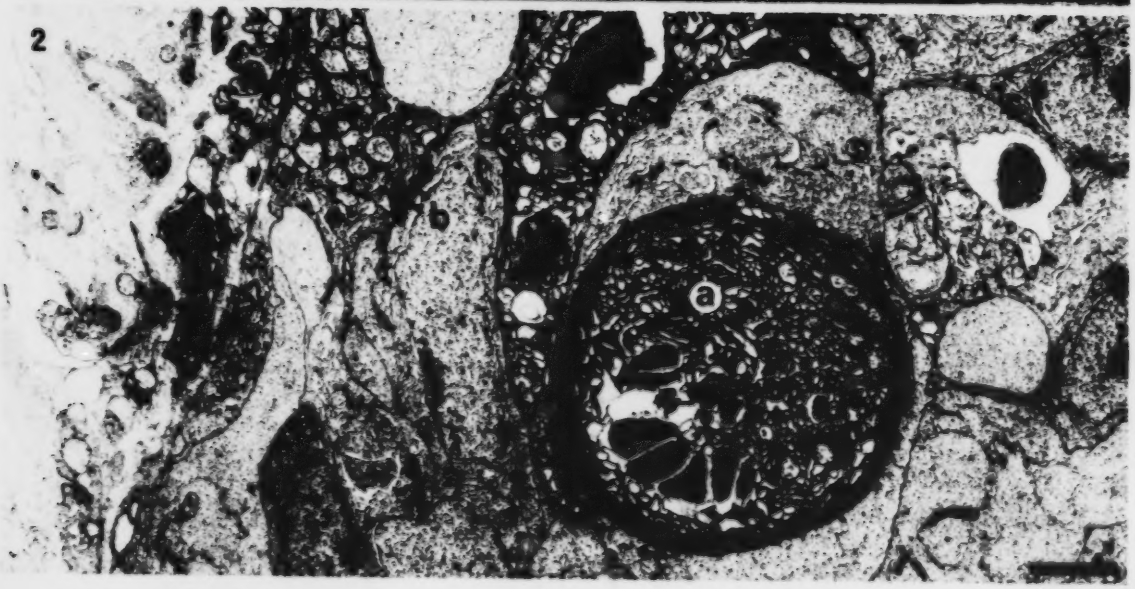

2
b
a

Plate 57. Rectum. Gland and adjacent connective tissue. (T.E.M.).

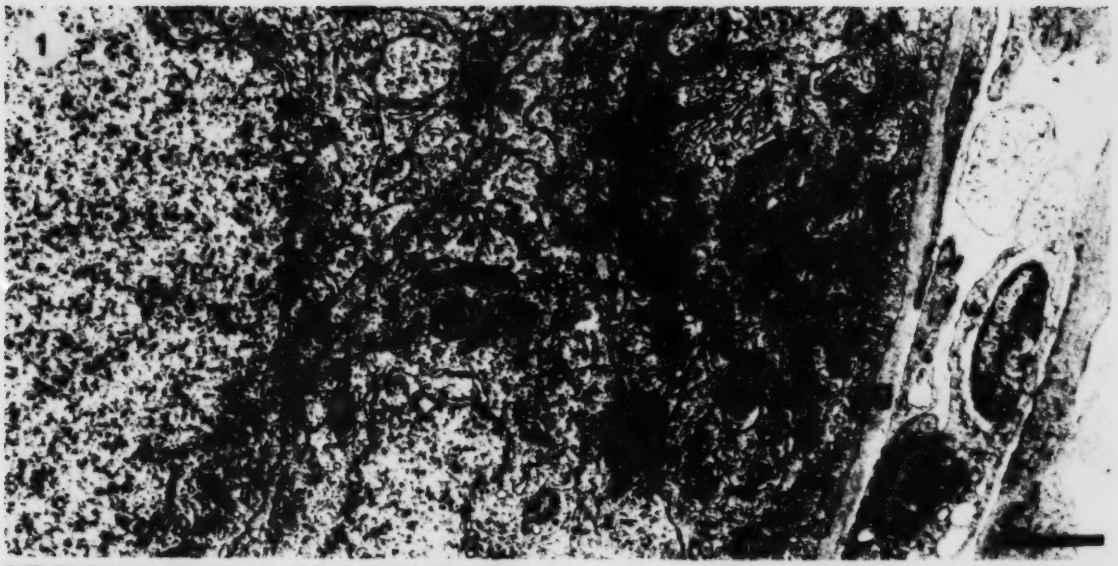
FIG. 1. Crypt of gland. Bar = 1 μm.
- a. Bundles of filaments.
- b. Desmosome.
- c. Nucleus.
- d. Mitochondrion.
- e. Lamellar structures.
- f. Fibroblast.
- g. Basement membrane.

FIG. 2. Connective tissue. Bar = 2 μm.
- a. Erythrocyte.
- b. Endothelial cell of capillary.
- c. Basement membrane of endothelial cells.

Planche 57. Rectum. Glande et tissu conjonctif adjacent (MET)

FIG. 1. Crypte d'une glande. Échelle = 1 μm
- a. Faisceaux de filaments
- b. Desmosome
- c. Noyau
- d. Mitochondrie
- e. Structures lamellaires
- f. Fibroblaste
- g. Membrane basale

FIG. 2. Tissu conjonctif. Échelle = 2 μm
- a. Érythrocyte
- b. Cellule endothéliale d'un capillaire
- c. Membrane basale de cellules endothéliales


1

2
a

Plate 58. Rectum. Muscle layers. (T.E.M.).

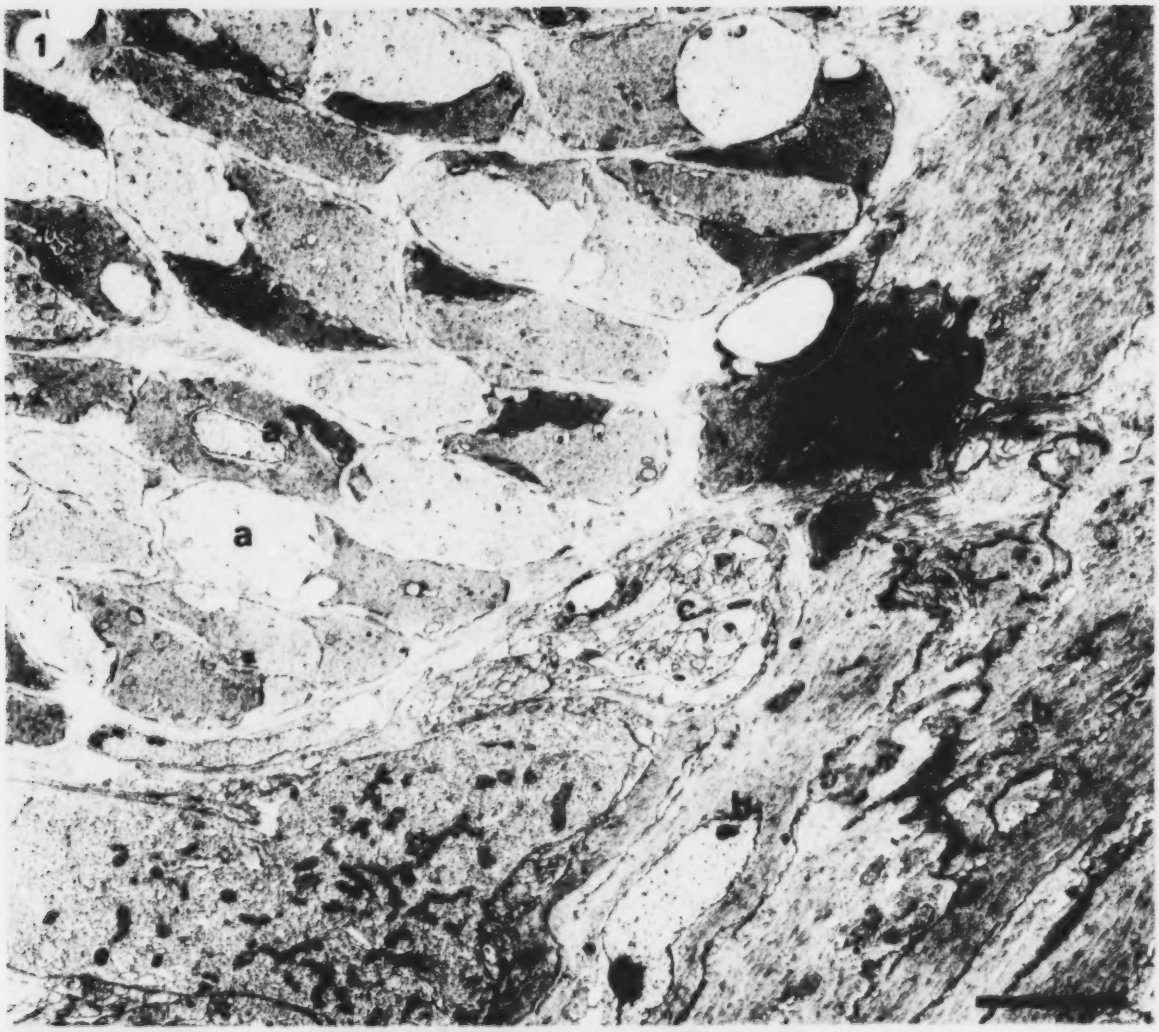
FIG. 1. Bar = 5 μm.
- a. Cell of muscularis longitudinalis.
- b. Cell of muscularis circularis.
- c. Unmyelinated nerve fibres of Auerbach's plexus.

FIG. 2. Cells of muscularis longitudinalis. Bar = 1 μm.
- a. Mitochondrion.
- b. Dense body.
- c. Pinocytotic vesicles.
- d. Dense regions on adjacent sarcolemmas.
- e. Collagen.

Planche 58. Rectum. Couches musculaires (MET)

FIG. 1. Échelle = 5 μm
- a. Cellule de la couche longitudinale
- b. Cellule de la couche circulaire
- c. Fibres nerveuses non myélinisées du plexus d'Auerbach

FIG. 2. Cellules de la couche de muscles longitudinale . Échelle = 1 μm
- a. Mitochondrie
- b. Corps dense
- c. Vésicule de pinocytose
- d. Régions opaques sur les sarcolemmes adjacents
- e. Collagène


1
a
a
c

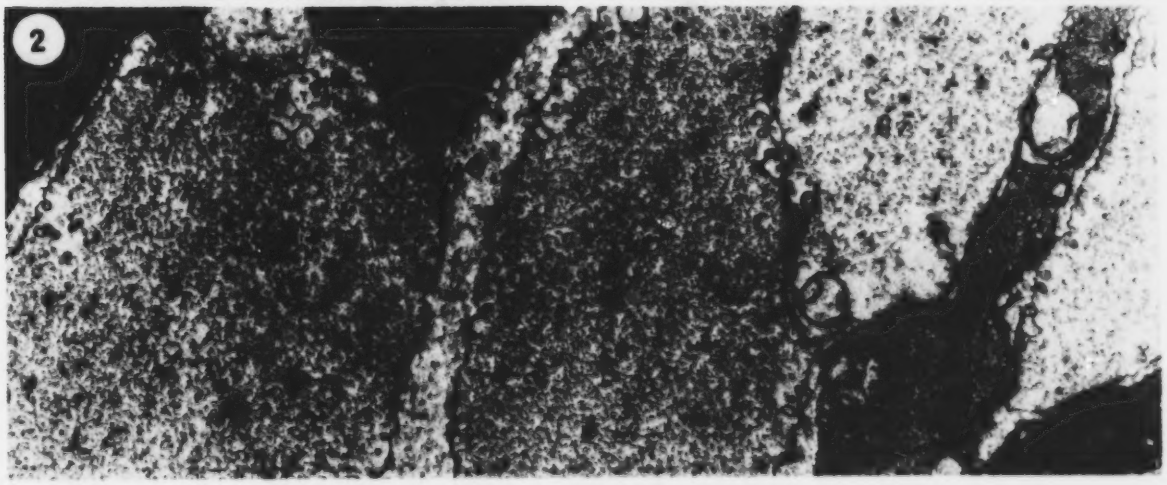

2

Plate 59. Cloaca. (L.M.)
(Formalin. H. & E.). Bar = 300 μm.

a. Columnar epithelium and glands of rectum.
b. Stratified squamous epithelium of skin surface.
c. Dense connective tissue.
d. Copepod.

Planche 59. Cloaque (MO)
(Formol. H et É). Échelle = 300 μm

a. Épithélium cylindrique et glandes rectales
b. Épithélium pavimenteux stratifié de la surface cutanée
c. Tissu conjonctif dense
d. Copépode

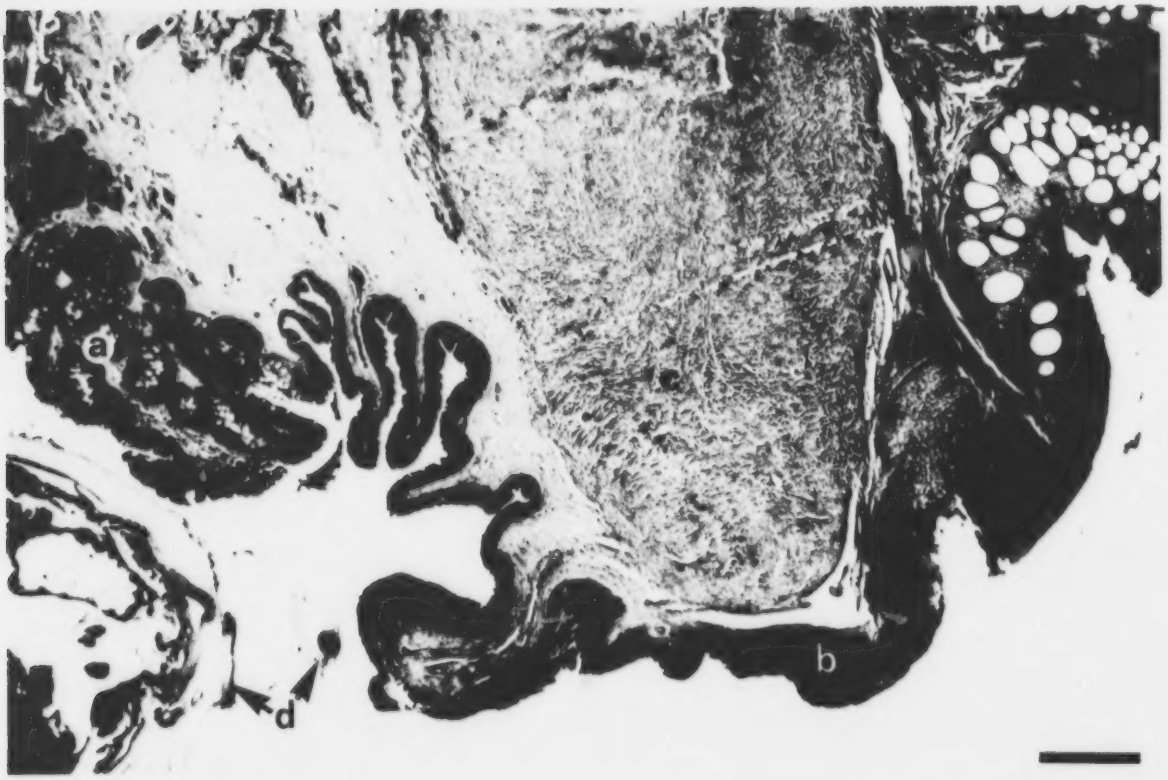

a
b
d

Plate 60. Gallbladder. (L.M.)

FIG. 1. (J.B.-4. Chromotrope 2R/methylene blue). Bar = 100 μm.
- a. Epithelial cells.
- b. Connective tissue containing fibroblasts and smooth muscle cells.
- c. Connective tissue containing more densely packed cells and collagen fibres.
- d. Pancreas.
- e. Outer edge containing collagen.

FIG. 2. Gallbladder. Outer edge. (Resin. Toluidine blue). Bar = 20 μm.
- a. Fibres with no apparent orientation.
- b. Fibres oriented in bundles.

FIG. 3. Bile duct. (Formalin. V.E.M.T.). Bar = 300 μm.
- a. Columnar epithelium.
- b. Connective tissue and smooth muscle fibres.
- c. Pancreatic ducts.
- d. Pancreas.

Planche 60. Vésicule biliaire (MO)

FIG. 1. (J.B.-4. Chromotrope 2R/bleu de méthylène). Échelle = 100μm
- a. Cellules épithéliales
- b. Tissu conjonctif contenant des fibroblastes et des cellules musculaires lisses
- c. Tissu conjonctif contenant des cellules à concentration plus dense et des fibres de collagène
- d. Pancréas
- e. Bord externe contenant du collagène

FIG. 2. Vésicule biliaire. Bord externe (Résine. Bleu de toluidine). Échelle = 20 μm
- a. Fibres sans orientation apparente
- b. Fibres orientées en faisceaux

FIG. 3. Canal cholédoque (Formol. VEMT). Échelle = 300 μm
- a. Épithélium cylindrique
- b. Tissu conjonctif et fibres musculaires lisses
- c. Canaux pancréatiques
- d. Pancréas

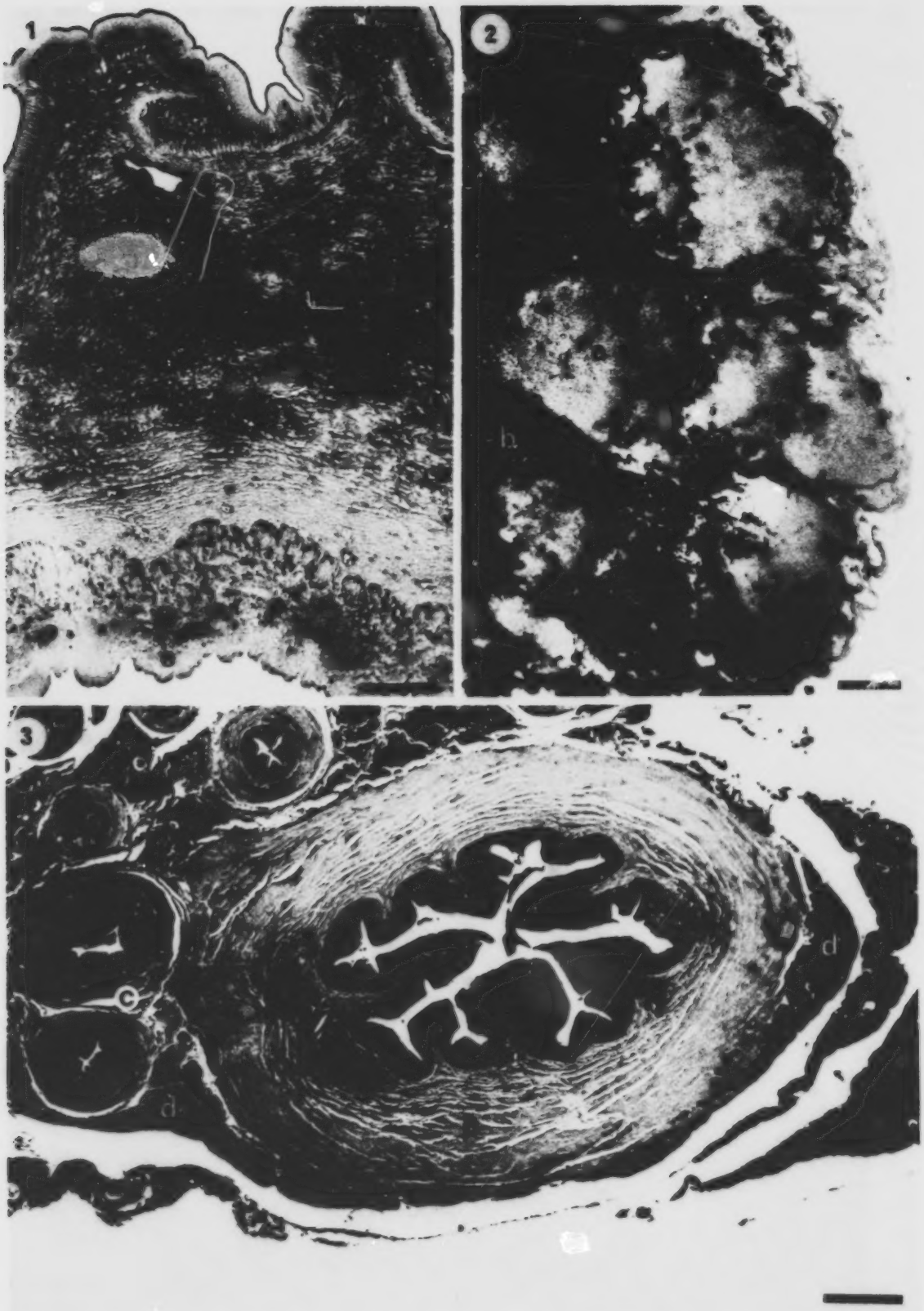

1
2
b
3
c
c
d
d

Plate 61. Gallbladder and swimbladder. (L.M. Color).

FIG. 1. Gallbladder. (Helly's P.A.S.). Bar = 50 μm.
- a. P.A.S. positive inclusions in epithelial cells.
- b. Ground substance staining positively with P.A.S.
- c. Fibroblasts and smooth muscle cells.
- d. Pancreas.

FIG. 2. Swimbladder. Internal dorsal surface exposed by longitudinal ventral incision to show foramen ovale in dorsal wall of swimbladder.
- a. Rete mirabile.
- b. Dorsal aorta.
- c. Membrane surrounding foramen ovale.
- d. Kidney.

FIG. 3. Wall of swimbladder. (Helly's V.E.M.T.). Bar = 100 μm.
- a. Epithelium.
- b. Collagen.
- c. Smooth muscle layer.
- d. Loose connective tissue.
- e. Small blood vessels and capillaries.
- f. Connective tissue with regularily aligned fibroblasts.
- g. Smooth muscle layer.
- h. Fibrous connective tissue.

Planche 61. Vésicule biliaire et vessie natatoire (MO. Coloration)

FIG. 1. Vésicule biliaire. (Helly. PAS.). Échelle = 50 μm
- a. Inclusions positives au PAS dans des cellules épithéliales
- b. Substance fondamentale à coloration positive au PAS
- c. Fibroblastes et cellules musculaires lisses
- d. Pancréas

FIG. 2. Vessie natatoire. Surface dorsale interne exposée par une incision ventrale longitudinale pour montrer le foramen ovale dans la paroi dorsale de la vessie natatoire.
- a. Réseaux admirables
- b. Aorte dorsale
- c. Membrane entourant le foramen ovale
- d. Rein

FIG. 3. Paroi de la vessie natatoire. (Helly. VEMT). Échelle = 100 μm
- a. Épithélium
- b. Collagène
- c. Couche musculaire lisse
- d. Tissu conjonctif lâche
- e. Petits vaisseaux sanguins et capillaires
- f. Tissu conjonctif avec fibroblastes régulièrement alignés
- g. Couche musculaire lisse
- h. Tissu conjonctif fibreux

1

3
f
g
h

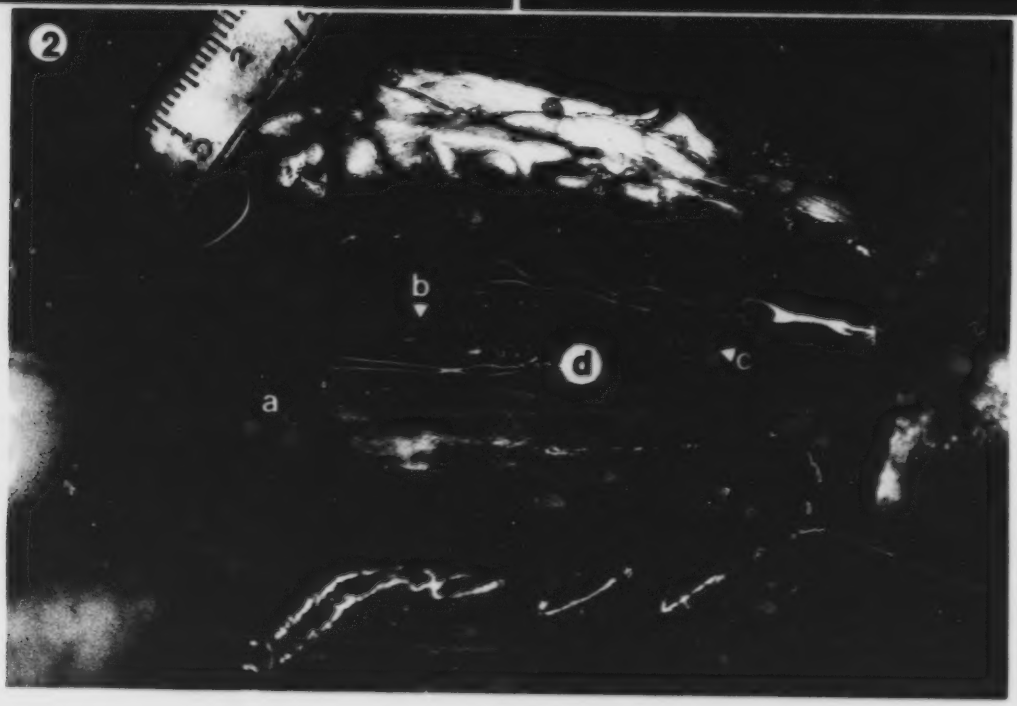

2
b
d
c
a

Plate 62. Gallbladder. Internal epithelial surface. (S.E.M.).

FIG. 1. Bar = 100 μm.
a. Rugae.
b. Epithelial cell surfaces.

FIG. 2. Bar = 2 μm.
a. Microvilli.
b. Epithelial cell surfaces.

Planche 62. Vésicule biliaire. Surface épithéliale interne (MEB)

FIG. 1. Échelle = 100μm
a. Replis muqueux
b. Surfaces de cellules épithéliales

FIG. 2. Échelle = 2 μm
a. Microvillosités
b. Surfaces de cellules épithéliales

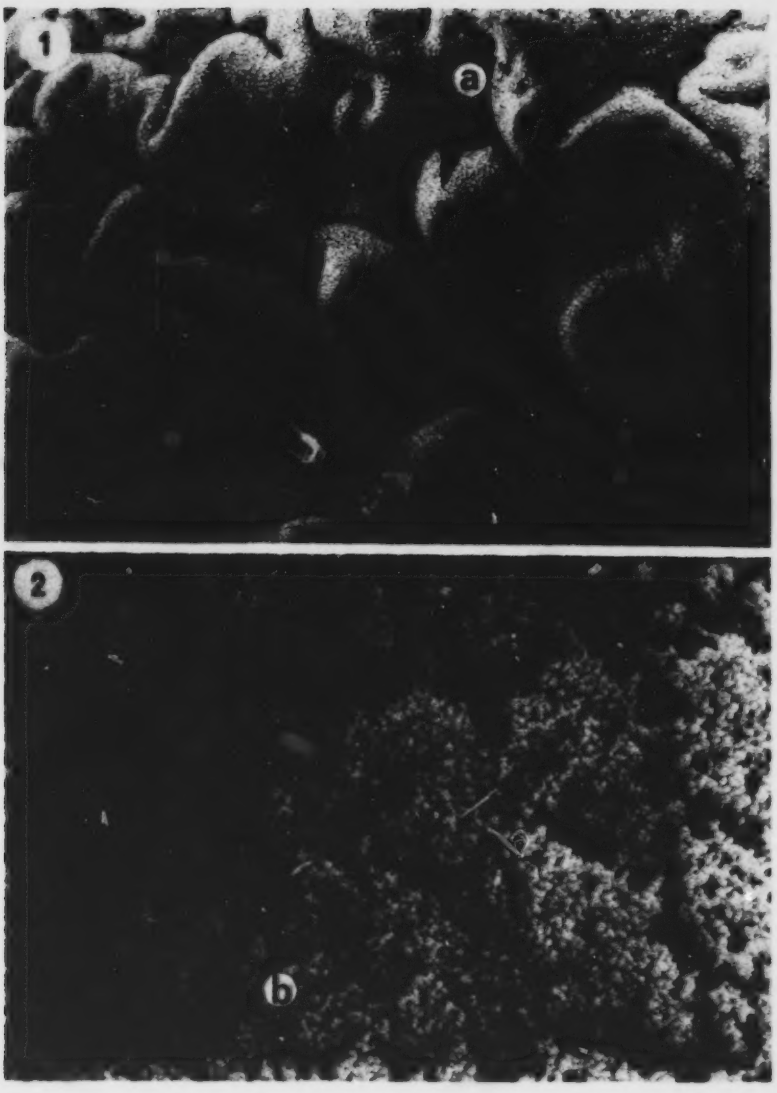

1
a
2
b

Plate 63. Gallbladder. Epithelium. (T.E.M.).

FIG. 1. Bar = 5 μm.
- a. Microvilli.
- b. Mitochondria.
- c. Nucleus.
- d. Electron-lucent vesicles, some with dense contents.

FIG. 2. Bar = 500 nm.
- a. Branched microvillus.
- b. Glycocalyx.
- c. Cell junction.
- d. Smooth endoplasmic reticulum.
- e. Mitochondrion.

Planche 63. Vésicule biliaire. Épithélium (MET)

FIG. 1. Échelle = 5 μm
- a. Microvillosités
- b. Mitochondries
- c. Noyau
- d. Vésicules translucides au microscope électronique, dont certaines ont un contenu opaque

FIG. 2. Échelle = 500 μm
- a. Microillosité ramifiée
- b. Glycocalyx
- c. Jonction cellulaire
- d. Réticulum endoplasmique lisse
- e. Mitochondrie

1

2

Plate 64. Gallbladder. Epithelial cells. (T.E.M.).

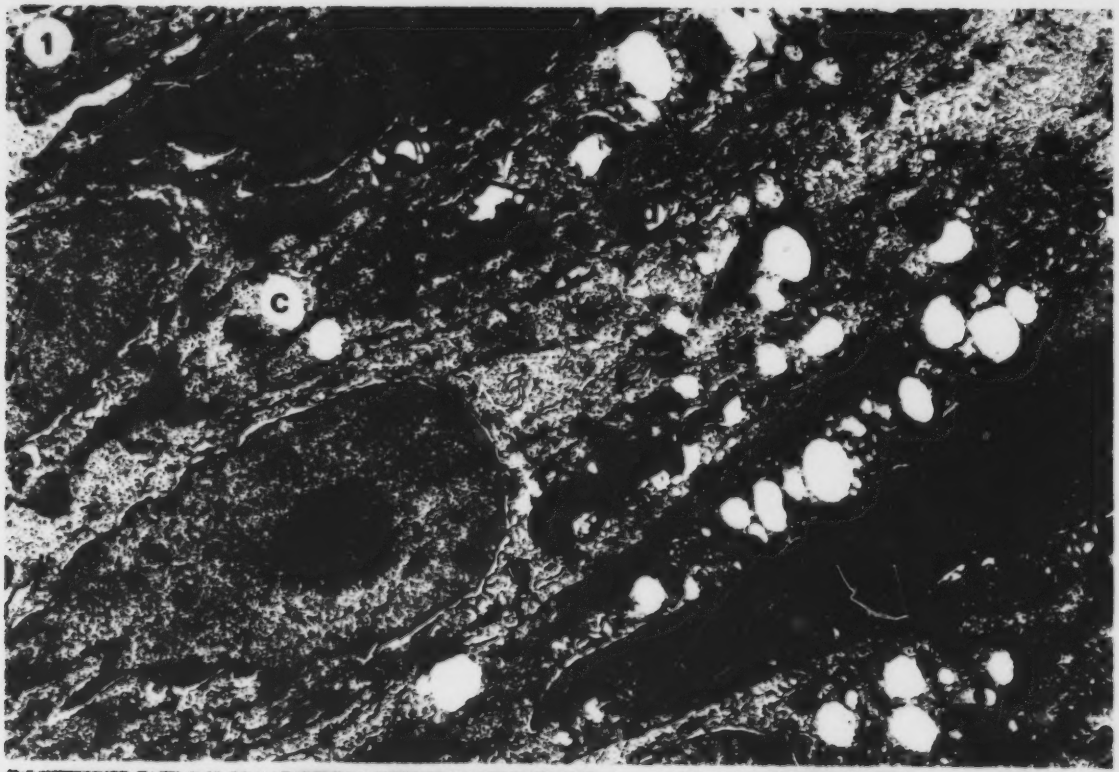
FIG. 1. Nuclear area. Bar = 2 μm.
- a. Nucleus.
- b. Nucleolus.
- c. Electron-lucent vesicle.
- d. Vesicle with dense contents.
- e. Golgi apparatus.
- f. Rough endoplasmic reticulum.
- g. Dense material in intercellular space.
- h. Lamellar structure containing dense material.

FIG. 2. Basal region. Bar = 5 μm.
- a. Nucleus.
- b. Lamellar structures.
- c. Mitochondria.
- d. Basement membrane.
- e. Fibroblast.
- f. Collagen.
- g. Capillary.

Planche 64. Vésicule biliaire. Cellules épithéliales (MET)

FIG. 1. Région nucléaire. Échelle = 2 μm
- a. Noyau
- b. Nucléole
- c. Vésicule translucide au microscope électronique
- d. Vésicule à contenu opaque
- e. Appareil de Golgi
- f. Réticulum endoplasmique rugueux
- g. Matériel opaque dans l'espace intercellulaire
- h. Structure lamellaire contenant du matériel opaque

FIG. 2. Région basale. Échelle = 5 μm
- a. Noyau
- b. Structure lamellaire
- c. Mitochondries
- d. Membrane basale
- e. Fibroblaste
- f. Collagène
- g. Capillaire


1
c

2
b
d
f

Plate 65. Gallbladder. Base of epithelium and adjacent connective tissue. (T.E.M.).

FIG. 1. Basal region of epithelial cells. Bar = 1 μm.
- a. Lamellar structures.
- b. Dense material in interplasmalemmal space.
- c. Mitochondrion.
- d. Intracytoplasmic filaments.
- e. Basement membrane.
- f. Collagen fibres.

FIG. 2. Connective tissue adjacent to epithelial cells. Bar = 2 μm.
- a. Fibroblast.
- b. Smooth muscle cell.
- c. Collagen fibrils.

Planche 65. Vésicule biliaire. Base de l'épithélium et tissu conjonctif adjacent. (MET)

FIG. 1. Région basale de cellules épithéliales. Échelle = 1 μm
- a. Structures lamellaires
- b. Matériel opaque dans l'espace entre les membranes plasmatiques
- c. Mitochondrie
- d. Filaments intracytoplasmiques
- e. Membrane basale
- f. Fibres de collagène

FIG. 2. Tissu conjonctif adjacent aux cellules épithéliales. Échelle = 2 μm
- a. Fibroblaste
- b. Cellule musculaire lisse
- c. Fibrilles de collagène

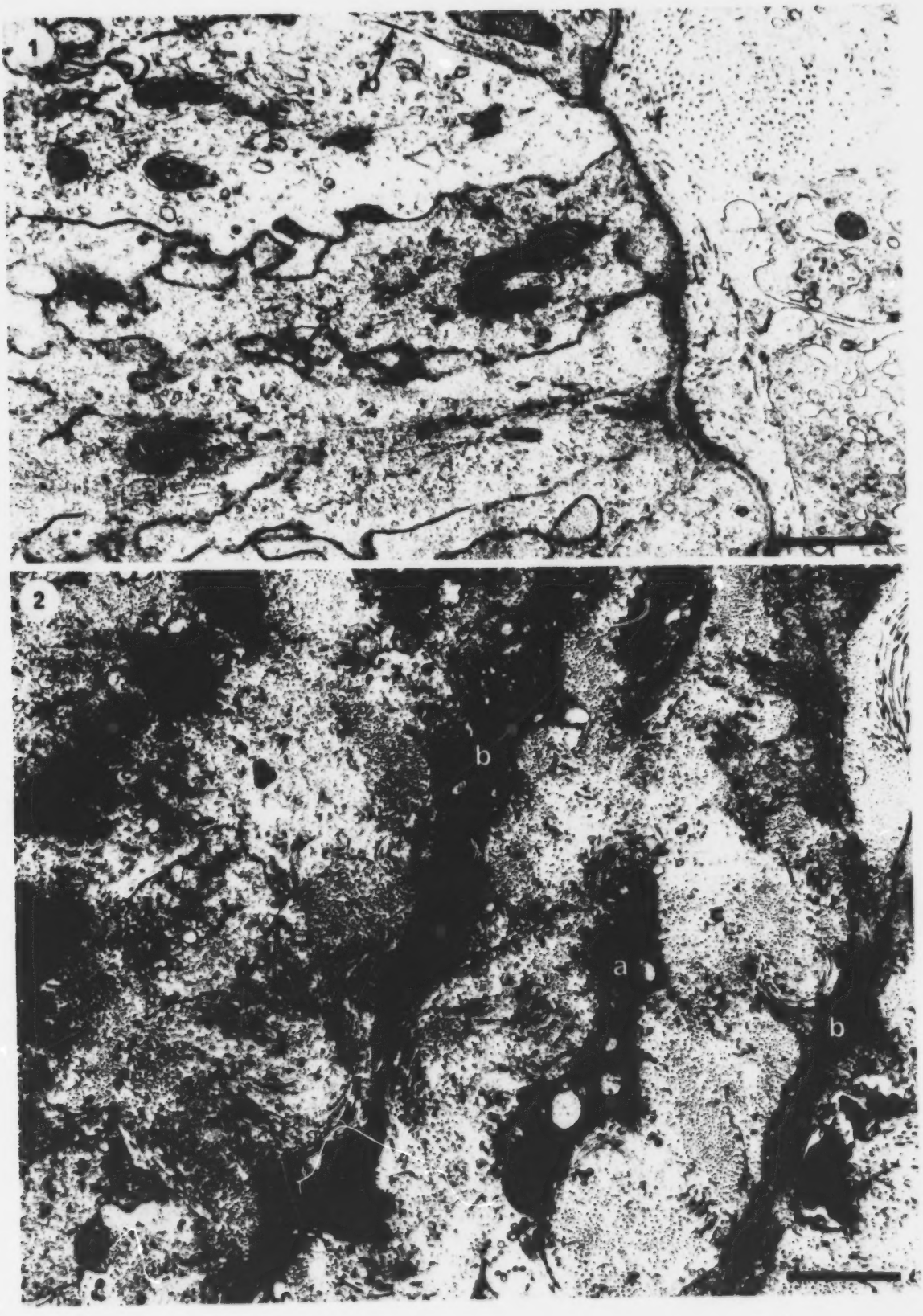

1
2
b
a
b

Plate 66. Gallbladder. Outer layer. (T.E.M.).
Bar = 2 μm.

a. Nucleus.
b. Degenerate nucleus.
c. Collagen fibrils.
d. Flocculent material.

Planche 66. Vésicule biliaire. Couche externe (MET)
Échelle = 2 μm

a. Noyau
b. Noyau dégénéré
c. Fibrilles de collagène
d. Substance floconneuse

Plate 67. Gallbladder. Outer surface. (T.E.M.).

FIG. 1. Bar = 5 μm.
- a. Electron dense material, probably the remains of nuclei.
- b. Filamentous material.
- c. Flocculent material.
- d. Outer surface of gallbladder.

FIG. 2. Bar = 500 nm.
- a. Filamentous material with banding typical of collagen.
- b. Flocculent material.

Planche 67. Vésicule biliaire. Surface externe. (MET)

FIG. 1. Échelle = 5 μm
- a. Substance opaque aux électrons, probablement les restes des noyaux
- b. Substance filamenteuse
- c. Substance floconneuse
- d. Surface externe de la vésicule biliaire

FIG. 2. Échelle = 500 nm
- a. Substance filamenteuse avec bandes caractéristiques de collagène
- b. Substance floconneuse

1
d
b
c
2
a
b

Plate 68. Liver. (L.M.)

FIG. 1. Hepatic triad and central vein. (J.B.-4. H. & E.). Bar = 100 μm.
a. Bile duct.
b. Hepatic artery.
c. Portal vein.
d. Central vein.

FIG. 2. Central vein. (Formalin. P.A.S.). Bar = 100 μm.
a. Central vein.
b. Sinusoids.

FIG. 3. Central vein and sinusoids. (J.B.-4. Van Gieson). Bar = 100 μm.
a. Central vein.
b. Sinusoids opening into central vein.
c. Sinusoid sectioned longitudinally.
d. Sinusoids sectioned transversely.

FIG. 4. Outer edge. (J.B.-4. Chromotrope 2R/methylene blue). Bar = 100 μm.
a. Thin fibroconnective capsule.
b. Sinusoids.
c. Hepatocytes.

FIG. 5. Nematode in liver. (Formalin. H. & E.). Bar = 0.5 mm.

Planche 68. Foie (MO)

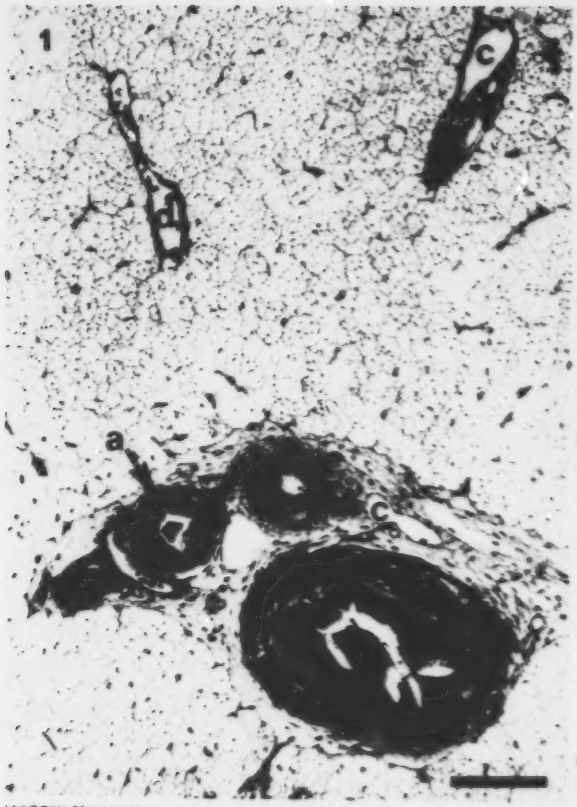
FIG. 1. Triade porte et veine centro-lobulaire (J.B.-4. H et É). Échelle = 100 μm
a. Canal biliaire
b. Artère hépatique
c. Veine porte
d. Veine centro-lobulaire

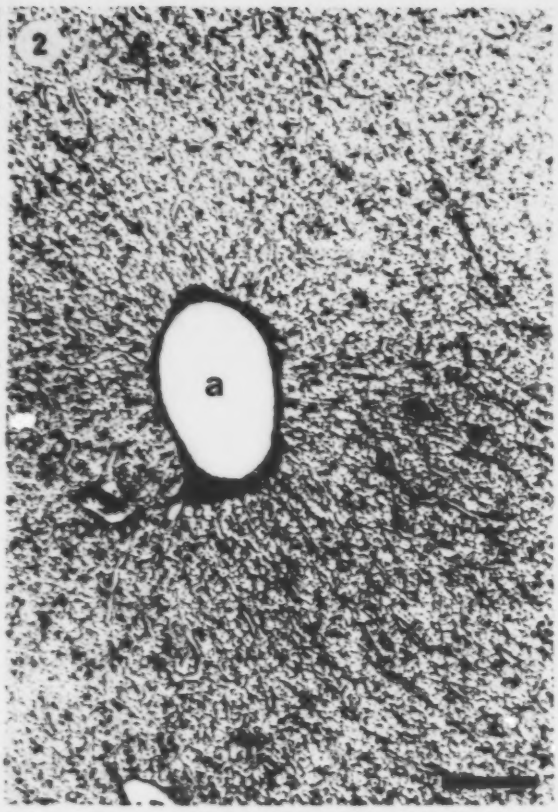
FIG. 2. Veine centro-lobulaire (Formol. PAS). Échelle = 100 μm
a. Veine centro-lobulaire
b. Sinusoïdes

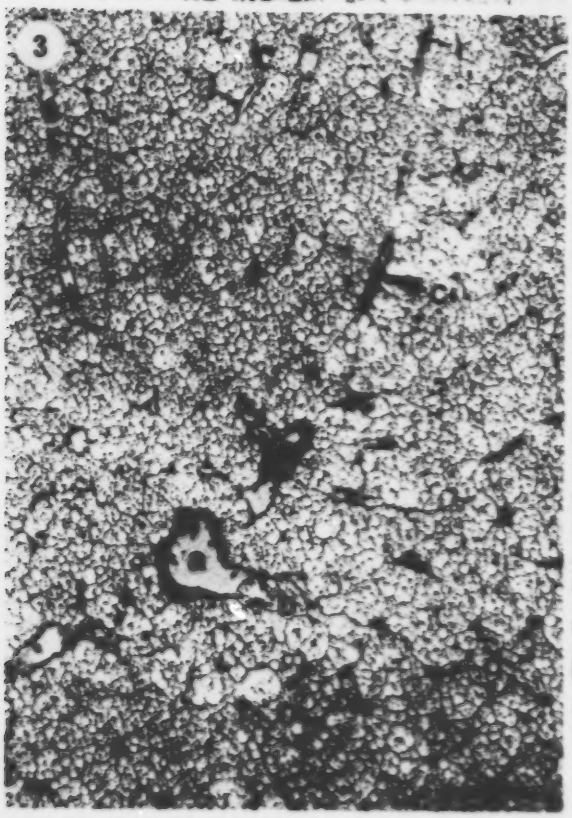
FIG. 3. Veine centro-lobulaire et sinusoïdes (J.B.-4. Van Giesen). Échelle = 100 μm
a. Veine centro-lobulaire
b. Sinusoïdes débouchant dans la veine centrop-lobulaire
c. Sinusoïdes en coupe longitudinale
d. Sinusoïdes en coupe transversale

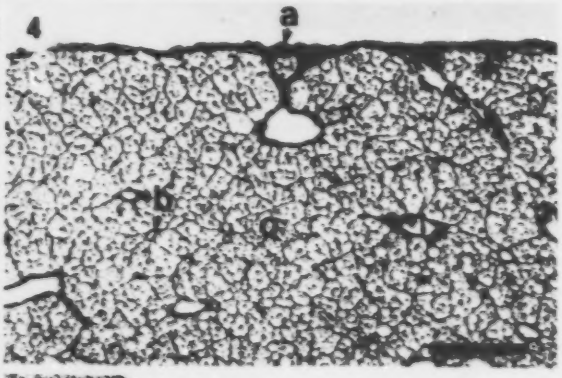
FIG. 4. Bord externe (J.B.-4. Chromotrope 2R/bleu de méthylène). Échelle = 100 μm
a. Mince capsule de tissu conjonctif fibreux.
b. Sinusoïdes
c. Hépatocyctes

FIG. 5. Nématode dans le foie (Formol. H et É). Échelle = 0,5 mm


1
c
a
c


2
a


3


4
a
b

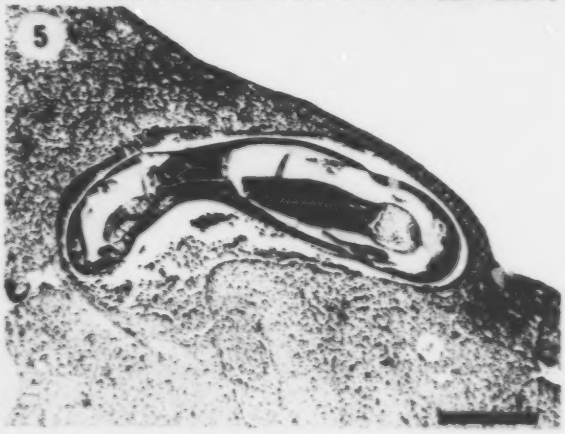

5

Plate 69. Liver. (April). (T.E.M.)
Bar = 5 μm.

a. Erythrocyte in sinusoid.
b. Endothelial cell of sinusoid.
c. Apical microvilli of hepatocyte.
d. Lipid droplet in hepatocyte.
e. Bile canaliculus.
f. Filament-rich cell.

Planche 69. Foie (avril) (MET)
Échelle = 5 μm

a. Érythrocyte dans un sinusoïde
b. Cellule endothéliale d'un sinusoïde
c. Microvillosités apicales d'un hépatocyte
d. Gouttelette de lipide dans un dépatocyte.
e. Canalicule bilaire
f. Cellule riche en filaments

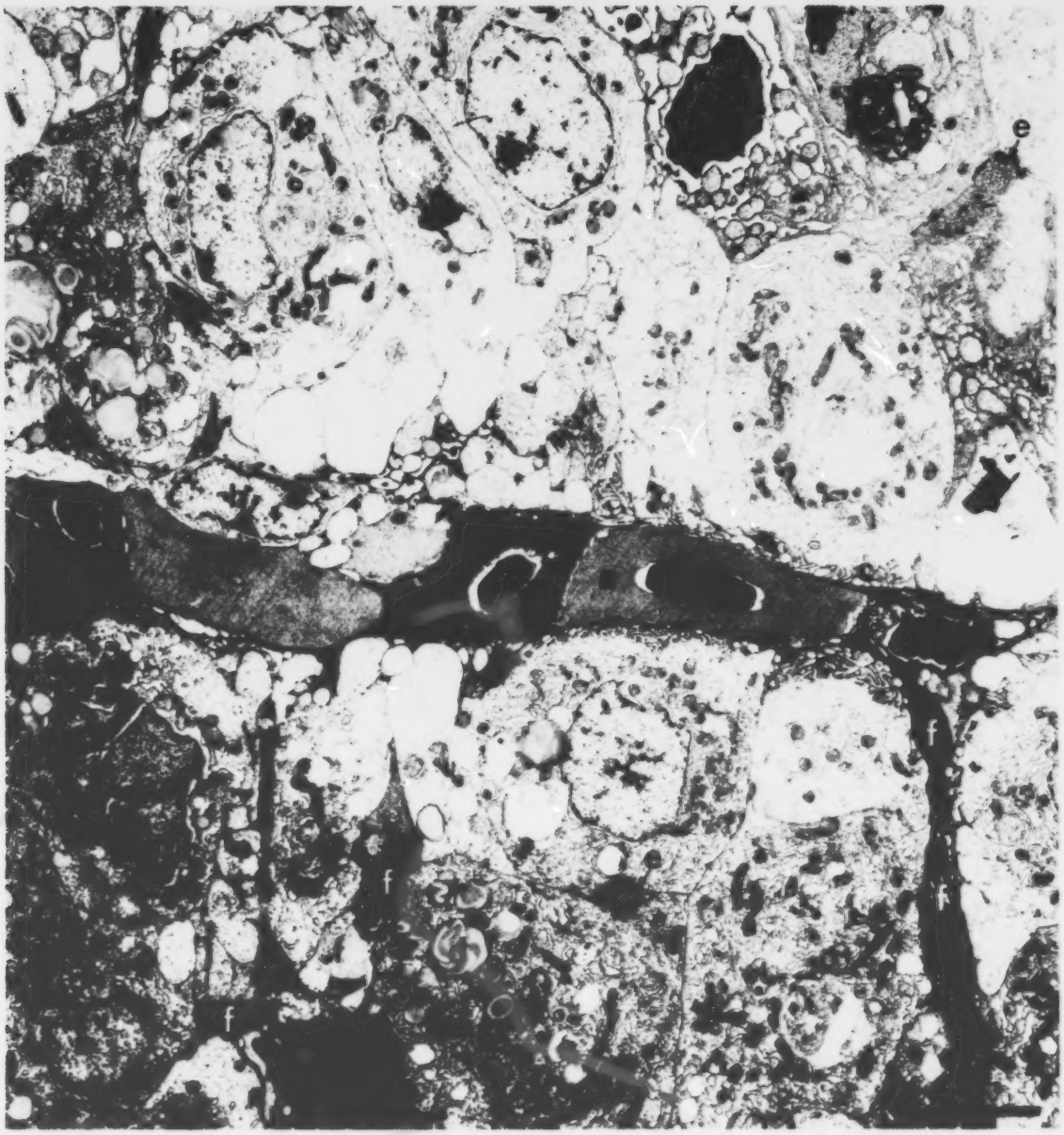

e
f
f
f
f

Plate 70. Liver (April). (T.E.M.).

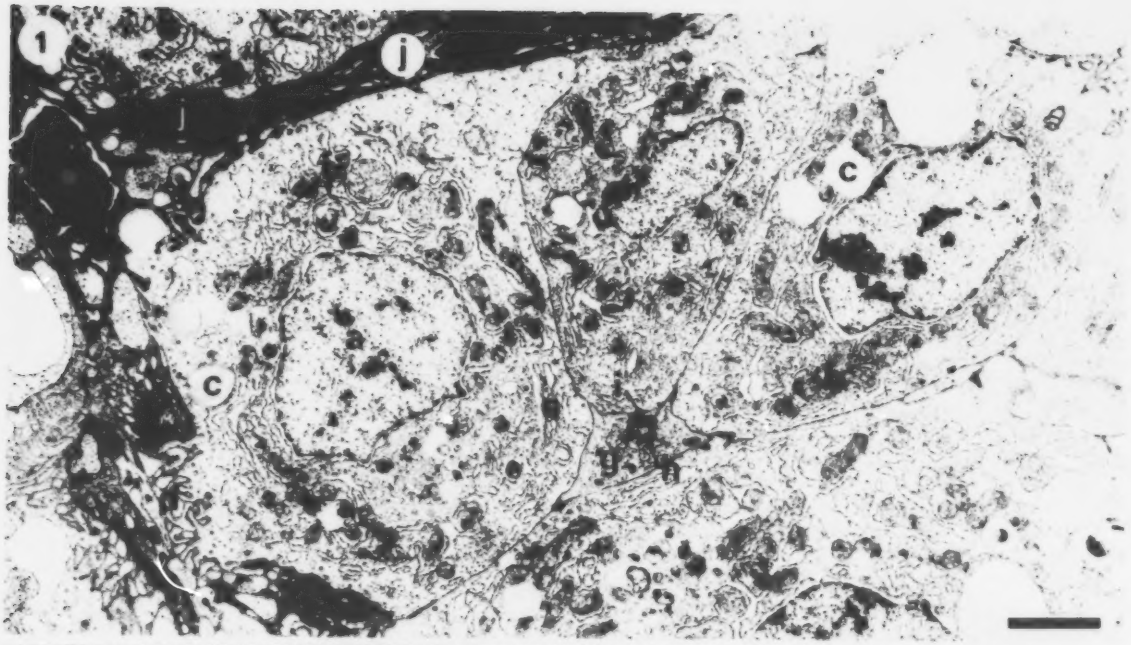
FIG. 1. Bar = 2 μm.
- a. Nucleus of hepatocyte.
- b. Mitochondrion.
- c. Lipid droplet.
- d. Microvilli at apex of hepatocyte.
- e. Golgi apparatus.
- f. Rough endoplasmic reticulum.
- g. Bile canaliculus cell.
- h. Central canal of bile canaliculus cell.
- i. Tight junction on infolding of plasmalemma of bile canaliculus cell.
- j. Filament-rich cell.
- k. Desmosome attaching filament-rich cells.

FIG. 2. Bar = 500 μm.
- a. Apical microvilli of hepatocytes surrounding bile canaliculus.
- b. Intercellular junction.
- c. Desmosome.
- d. Nucleus.
- e. Mitochondrion.
- f. Rough endoplasmic reticulum.
- g. Golgi apparatus.
- h. Lysosome.
- i. Coated pinocytotic vesicle.
- j. Lipid droplet.
- k. Glycogen.

Planche 70. Foie (avril) (MET)

FIG. 1. Échelle = 2 μm
- a. Noyau d'un hépatocyte
- b. Mitochondrie
- c. Gouttelette de lipide
- d. Microvillosités à l'apex d'un hépatocyte
- e. Appareil de Golgi
- f. Réticulum endoplasmique rugueux
- g. Cellule d'un canalicule biliaire
- h. Canal central d'une cellule de canalicule biliaire
- i. Jonction serrée sur invagination du plasmalemme d'une cellule de canalicule biliaire
- j. Cellule riche en filaments
- k. Desmosome retenant des cellules riches en filaments

FIG. 2. Échelle = 500 μm
- a. Microvillosités apicales d'hépatocytes autour d'un canalicule biliaire
- b. Jonction intercellulaire
- c. Desmosome
- d. Noyau
- e. Mitochondrie
- f. Réticulum endoplasmique rugueux
- g. Appareil de Golgi
- h. Lysosome
- i. Vésicule de pinocytose enrobée
- j. Gouttelette de lipide
- k. Glycogène


1
j
c
c

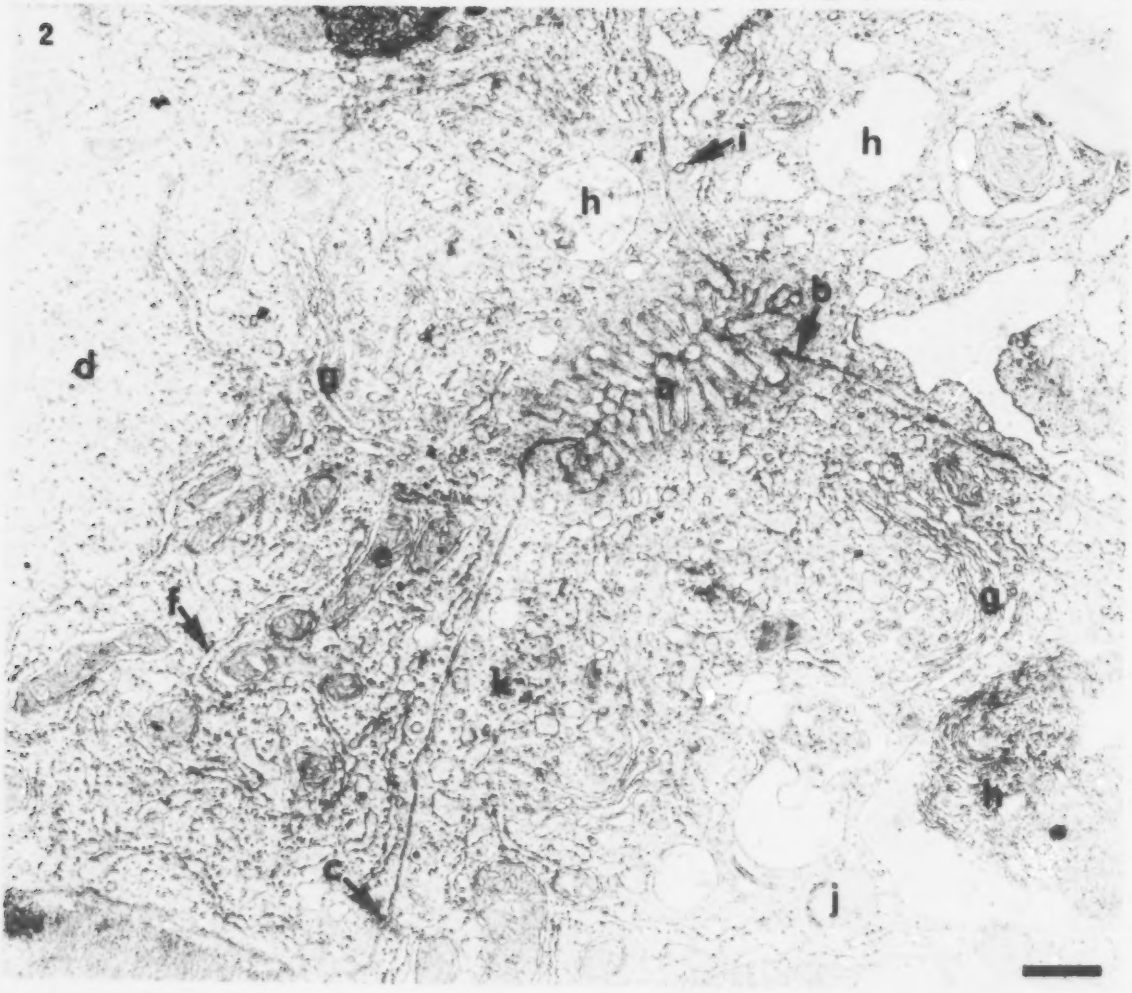

2
h
h
d
f
k
c
j

Plate 71. Liver (April). Bile canaliculus cell. (T.E.M.).
Bar = 1 μm.

a. Microvilli of hepatocytes at lumen of bile canaliculus.
b. Bile canaliculus cell.
c. Cell junction.

Planche 71. Foie (avril). Cellule de canalicule biliaire (MET)
Échelle = 1 μm

a. Microvillosités d'hépatocytes dans la lumière d'un canalicule biliaire
b. Cellule de canalicule biliaire
c. Jonction cellulaire

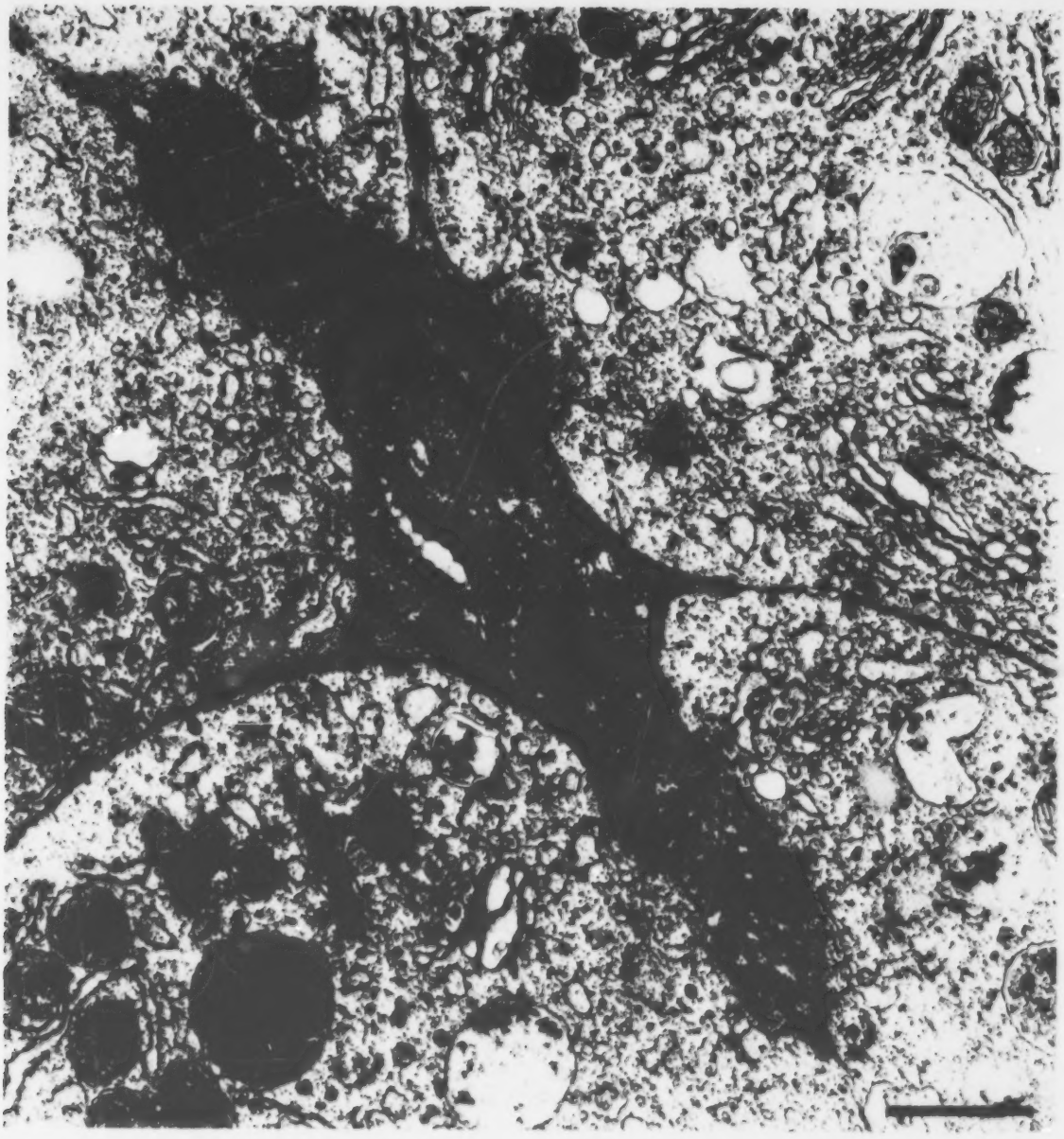


Plate 72. Liver (April). Filament-rich cells. (T.E.M.).

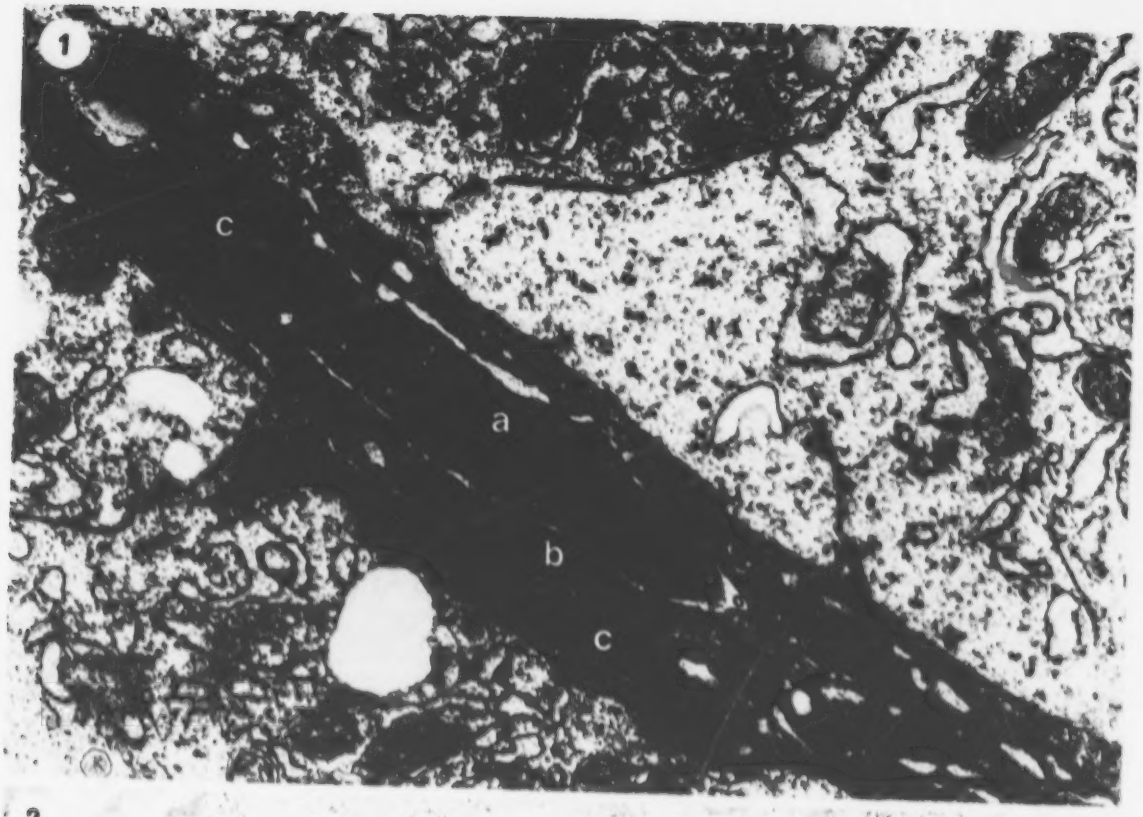
FIG. 1. Bar = 1 μm.
- a. Nucleus.
- b. Filaments.
- c. Lipid droplet.
- d. Pinocytotic vesicles.

FIG. 2. Bar = 1 μm.
- a. Filaments of filament-rich cells.
- b. Pinocytotic vesicles.
- c. Desmosome attaching filament-rich cells.
- d. Microvilli of hepatocyte.
- e. Nucleus of hepatocyte.
- f. Mitochondrion.
- g. Rough endoplasmic reticulum.

Planche 72. Foie (avril). Cellules riches en filaments (MET)

FIG. 1. Échelle = 1 μm
- a. Noyau
- b. Filaments
- c. Gouttelette de lipide
- d. Vésicules de pinocytose

FIG. 2. Échelle = 1 μm
- a. Filaments de cellules riches en filaments
- b. Vésicules de pinocytose
- c. Desmosome reliant des cellules riches en filaments
- d. Microvillosités d'un hépatocyte
- e. Noyau d'un hépatocyte
- f. Mitochondrie
- g. Réticulum endoplasmique rugueux


1
c
a
b
c

2
g
c
f
b
d
b
e
d

Plate 73. Liver (September). (T.E.M.).

FIG. 1. Bar = 2 μm.
- a. Apical microvilli.
- b. Lipid droplet.
- c. Nucleus.
- d. Rough endoplasmic reticulum.
- e. Mitochondria.
- f. Bile canaliculus.
- g. Filament-rich cell.
- h. Space of Disse.
- i. Fenestrated endothelial cell.

FIG. 2. Bar = 5 μm.
Legend as for Fig. 1.

Planche 73. Foie (septembre) (MET)

FIG. 1. Échelle = 2 μm
- a. Microvillosités apicales
- b. Gouttelette de lipide
- c. Noyau
- d. Réticulum endoplasmique rugueux
- e. Mitochondries
- f. Canalicule biliaire
- g. Cellule riche en filaments
- h. Espace de Disse
- i. Cellule endothéliale fenêtrée

FIG. 2. Échelle = 5 μm

Même légende que pour la figure 1.

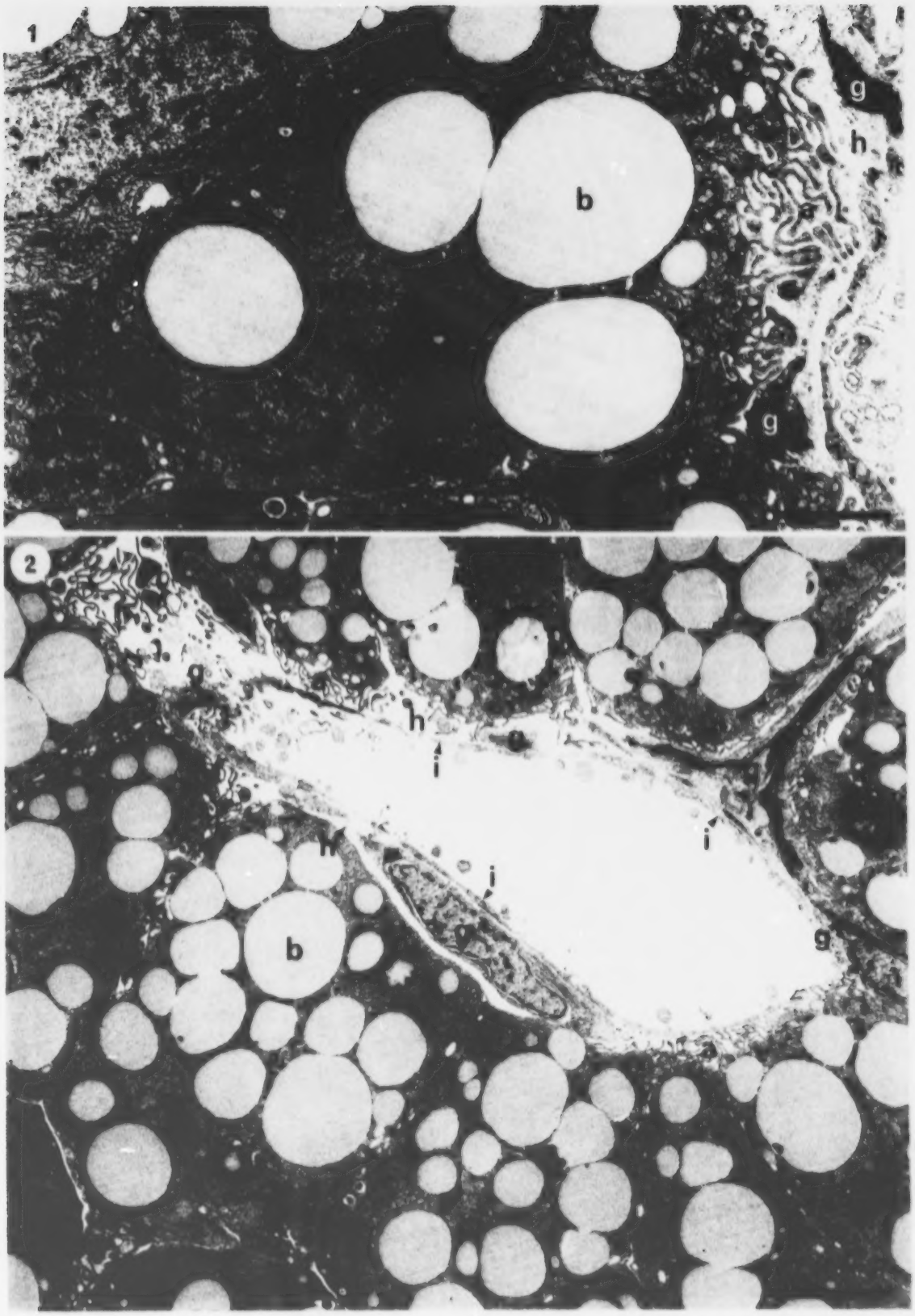

1
b
g
h
g
2
g
h
i
i
h
j
b
g

Plate 74. Pancreas. (L.M.).

FIG. 1. Exocrine pancreas between pyloric caeca. (J.B.-4. H. & E.) Bar = 50 μm.
a. Exocrine cells.
b. Basal nuclei of exocrine cells.
c. Pancreatic duct.
d. Artery.
e. Vein.

FIG. 2 & 3. Principal pancreatic islet at apex of gallbladder.

FIG. 2. (J.B.-4. Van Gieson). Bar = 100 μm.
a. Outer layer of fibrous material.
b. Exocrine cells of pancreas.
c. Beta cells.
d. Large and alpha cells.

FIG. 3. (J.B.-4. Methylene blue/acid fuschin). Bar = 100 μm.
a. Exocrine cells.
b. Beta cells.
c. Large cells.
d. Alpha cells.

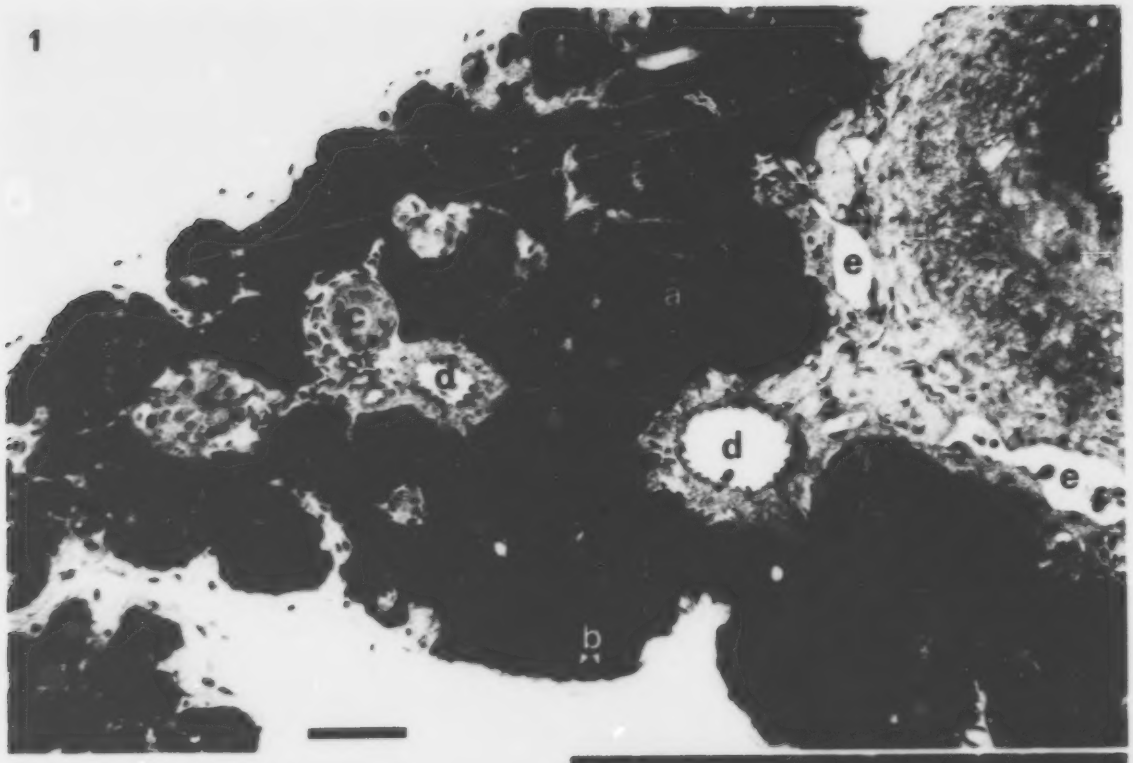
Planche 74. Pancréas (MO)

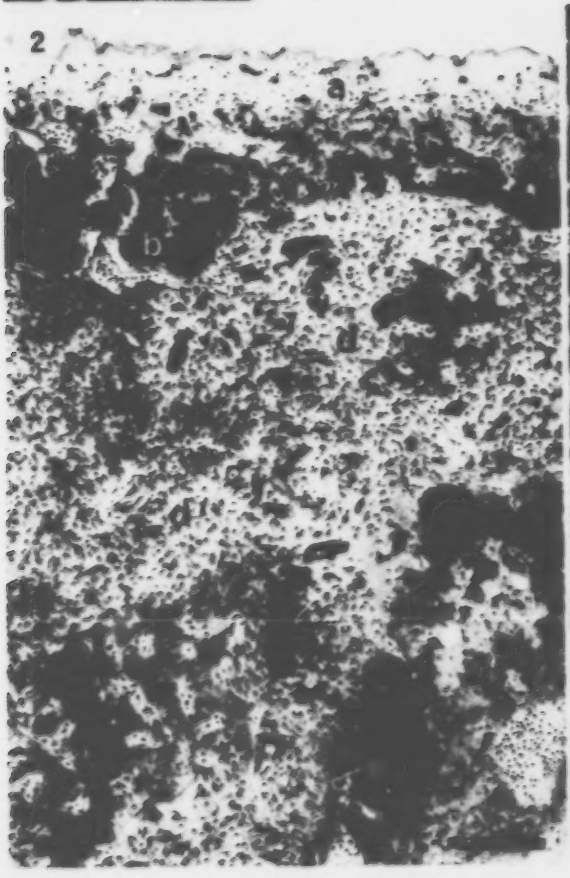
FIG. 1. Pancréas exocrine situé entre les caecums pyloriques (J.B.-4. H et É). Échelle = 50 μm
a. Cellules exocrines
b. Noyaux basaux de cellules exocrines
c. Canal pancréatique
d. Artère
e. Veine

FIG. 2. et 3. Principal îlot pancréatique à la partie apicale de la vésicule biliaire

FIG. 2. (J.B.-4. Van Gieson). Échelle = 100 μm
a. Couche externe de substance fibreuse
b. Cellules exocrines du pancréas
c. Cellules bêta
d. Grosses cellules et cellules alpha

FIG. 3. (J.B.-4. Bleu de méthylène/fuschine acide). Échelle = 100 μm
a. Cellules exocrines
b. Cellules bêta
c. Grosses cellules
d. Cellules alpha


1
a
b
c
d
d
e
e


2
a
b
d

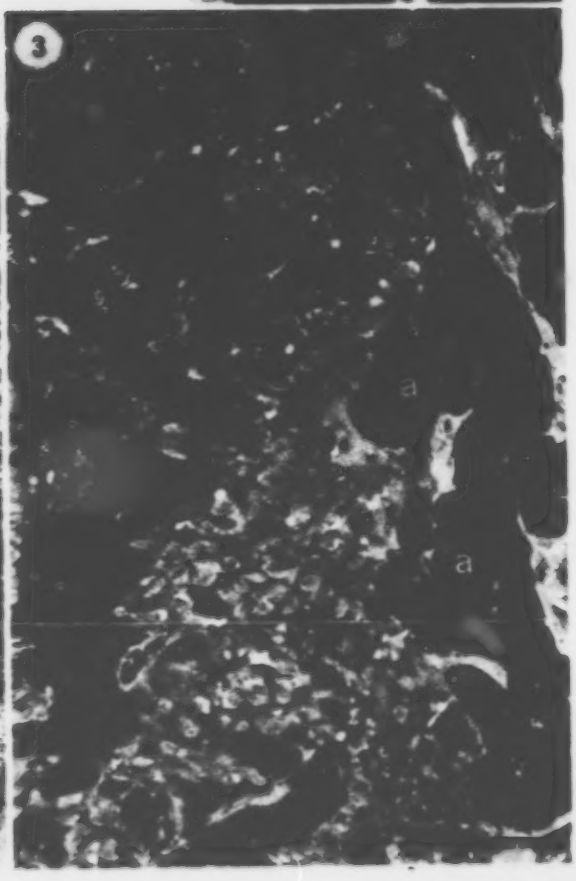

3
a
a

Plate 75. Pancreas — exocrine. (T.E.M.).
Bar = 3 μm.

a. Nucleus.
b. Nucleolus.
c. Pancreatic duct.
d. Zymogen granule.
e. Mitochondrion.
f. Fibroblast.

Planche 75. Pancréas exocrine (MET)
Échelle = 3 μm

a. Noyau
b. Nucléole
c. Canal pancréatique
d. Granule de zymogène
e. Mitochondrie
f. Fibroblaste

Plate 76. Pancreas — exocrine. (T.E.M.).

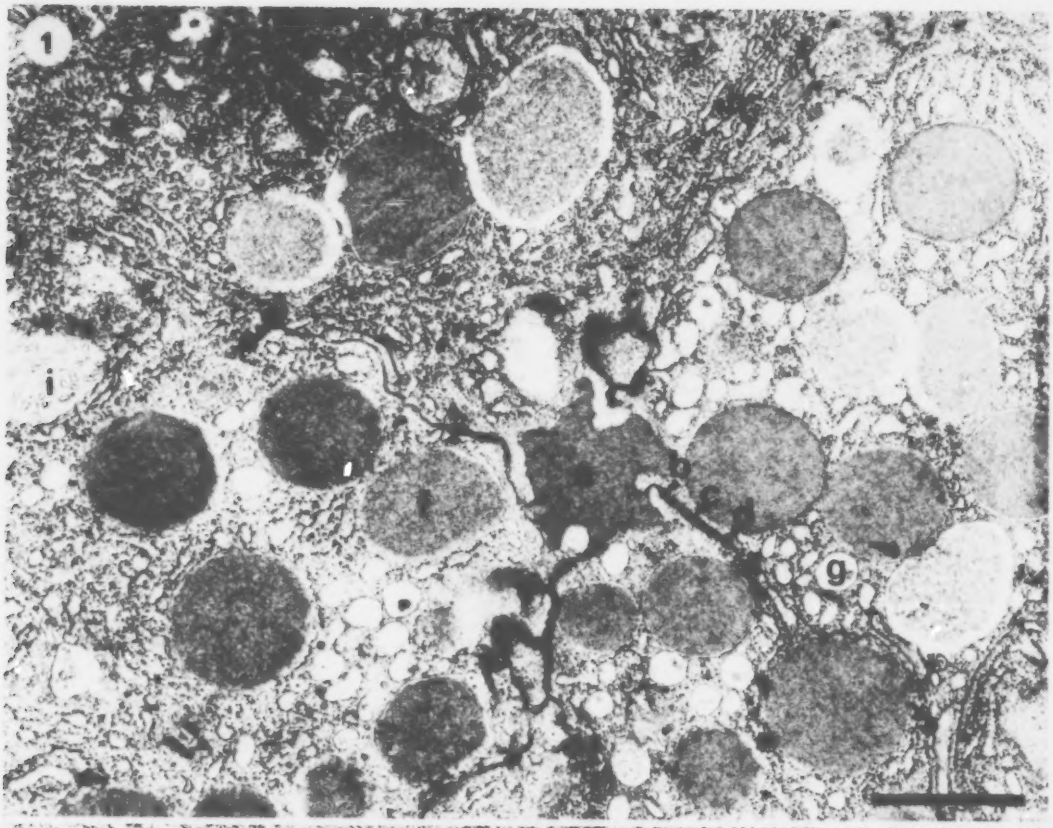
FIG. 1. Apical cytoplasm. Bar = 1 μm.
- a. Intercellular lumen.
- b. Zonula occludens.
- c. Zonula adherens.
- d. Macula adherens.
- e. Desmosome.
- f. Zymogen granule.
- g. Clear vesicle.
- h. Rough endoplasmic reticulum.
- i. Mitochondrion.

FIG. 2. Basal cytoplasm. Bar = 1 μm.
- a. Nucleus.
- b. Nucleolus.
- c. Mitochondrion.
- d. Rough endoplasmic reticulum.
- e. Desmosome.

Planche 76. Pancréas exocrine (MET)

FIG. 1. Région apicale du cytoplasme. Échelle = 1 μm
- a. Lumière intercellulaire
- b. Zonula occludens
- c. Zonula adherens
- d. Macula adherens
- e. Desmosome
- f. Granule de zymogène
- g. Vésicule claire
- h. Réticulum endoplasmique rugueux
- i. Mitochondrie

FIG. 2. Cytoplasme basal. Échelle = 1 μm
- a. Noyau
- b. Nucléole
- c. Mitochondrie
- d. Réticulum endoplasmique rugueux
- e. Desmosome


1
i
g

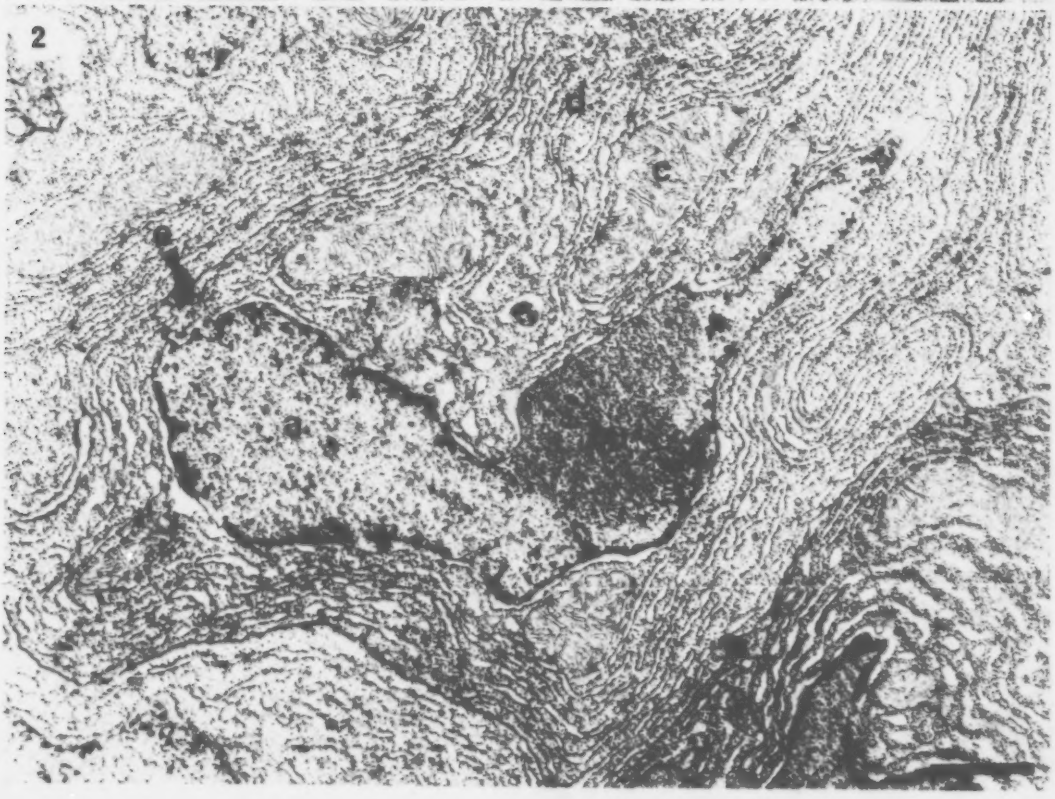

2
d
c

Plate 77. Pancreas — endocrine. Clear and alpha cells. (T.E.M.).

Bar = 2 μm.

a. Nucleus.
b. Rough endoplasmic reticulum. } Clear cell.
c. Secretory granules.
d. Nucleus. } Alpha cell.
e. Secretory granules.
f. Exocrine cell.

Planche 77. Pancréas endocrine. Cellules claires et cellules alpha. (MET)

Échelle = 2 μm

a. Noyau
b. Réticulum endoplasmique rugueux } Cellule claire
c. Grains de sécrétion
d. Noyau } Cellule alpha
e. Grains de sécrétion
f. Cellule exocrine

f
b
a

Plate 78. Pancreas — endocrine. Clear and alpha cells. (T.E.M.).

FIG. 1. Clear cell. Bar = 1 μm.
- a. Nucleus.
- b. Rough endoplasmic reticulum.
- c. Secretory granules.
- d. Golgi apparatus.
- e. Mitochondria.

FIG. 2. Alpha cell. Bar = 1 μm.
- a. Nucleus.
- b. Secretory granules.
- c. Golgi apparatus.
- d. Mitochondrion.

} Alpha cell.

- e. Clear cell.

Planche 78. Pancréas endocrine. Cellules claires et cellules alpha. (MET)

FIG. 1. Cellule claire. Échelle = 1 μm
- a. Noyau
- b. Réticulum endoplasmique rugueux
- c. Grains de sécrétion
- d. Appareil de Golgi
- e. Mitochondries

FIG. 2. Cellule alpha. Échelle = 1 μm
- a. Noyau
- b. Grains de sécrétion
- c. Appareil de Golgi
- d. Mitochondrie

} Cellule alpha

- e. Cellule claire

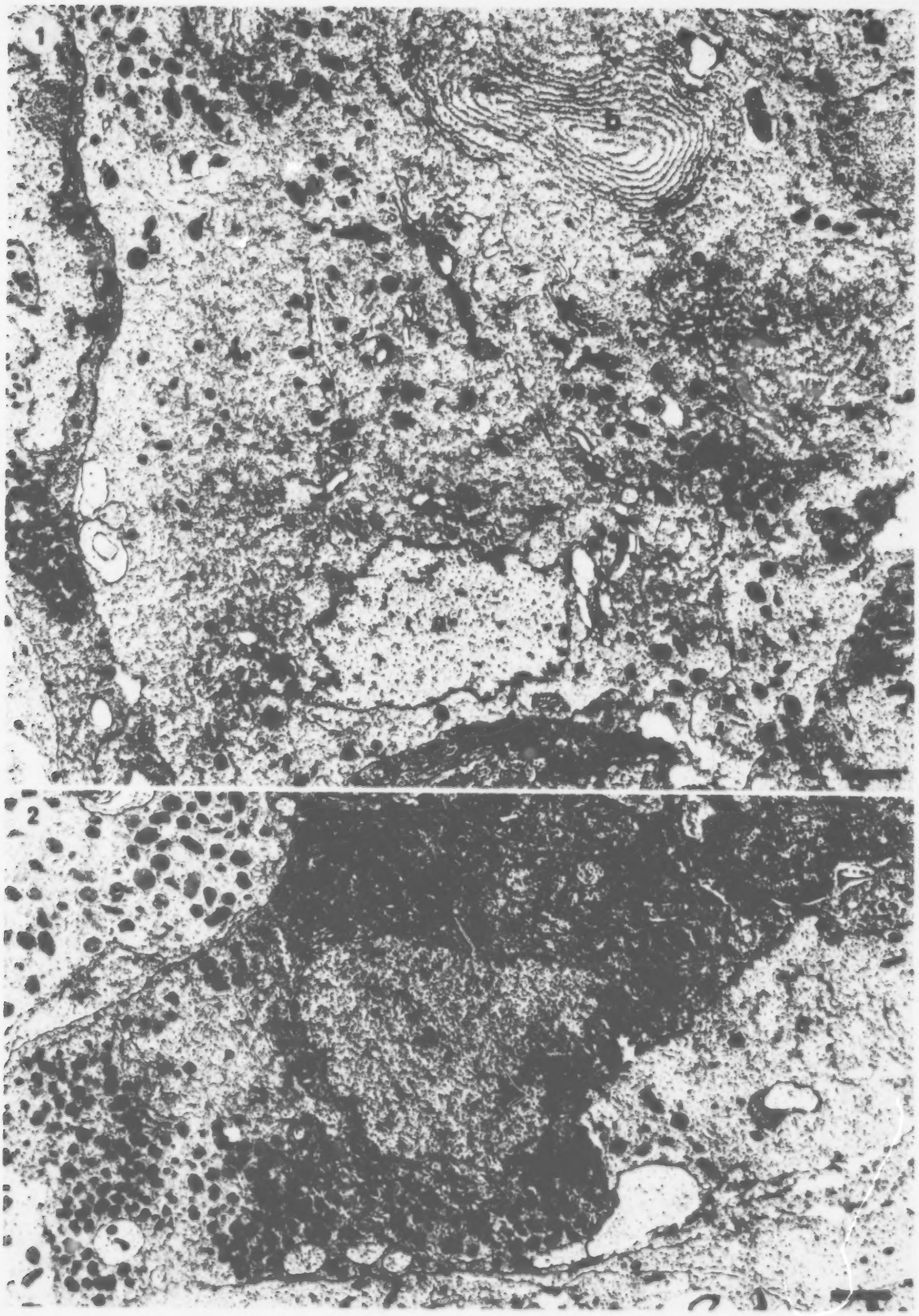

1
2

Plate 79. Pancreas — endocrine. Beta cells. (T.E.M.).
Bar = 2 μm.

a. Nucleus.
b. Secretory granules. } Beta cells.
c. Endothelium of capillary.
d. Erythrocyte.
e. Nerve ending.

Planche 79. Pancréas endocrine. Cellules bêta (MET)
Échelle = 2 μm

a. Noyau
b. Grains de sécrétion } Cellules bêta
c. Endothélium d'un capillaire
d. Érythrocyte
e. Terminaison nerveuse

e
e
d
a
b
a

Plate 80. Pancreas — endocrine. Beta cells. (T.E.M.).
Bar = 1 μm.

a. Nucleus.
b. Secretory granules.
c. Golgi apparatus.
d. Nerve ending.
e. Endothelial cell of capillary.

Planche 80. Pancréas endocrine. Cellules bêta (MET)
Échelle = 1 μm

a. Noyau
b. Grains de sécrétion
c. Appareil de Golgi
d. Terminaison nerveuse
e. Cellule endothéliale d'un capillaire

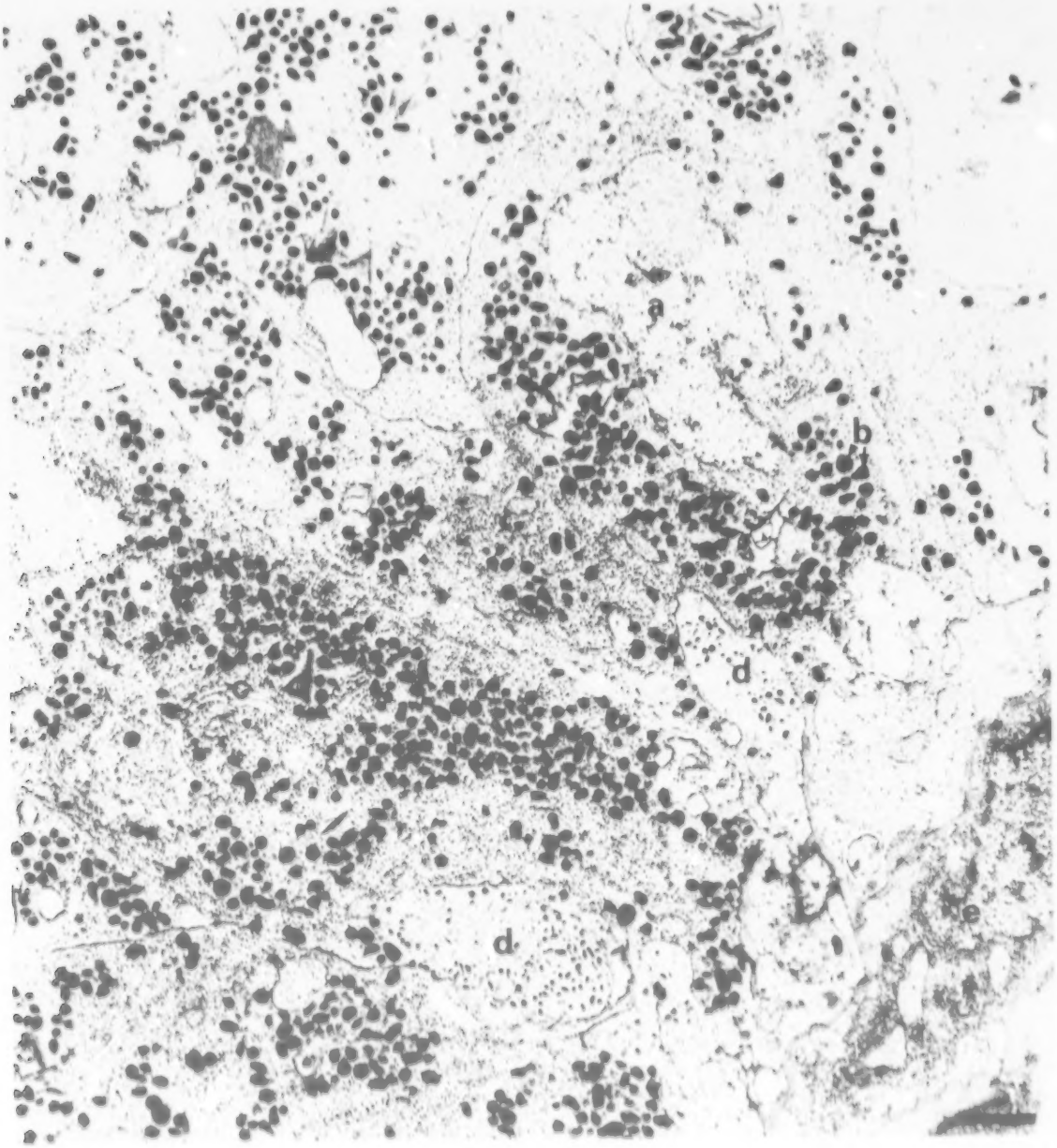

a
b
d
d
e

Plate 81. Pancreas — endocrine. Beta and delta cells. (T.E.M.).
Bar = 3 μm.

a. Delta cell.
b. Beta cell.
c. Nerve ending.
d. Endothelial cell of capillary.

Planche 81. Pancréas endocrine. Cellules bêta et cellules delta.(MET)
Échelle = 3 μm

a. Cellule delta
b. Cellule bêta
c. Terminaison nerveuse
d. Cellule endothéliale d'un capillaire

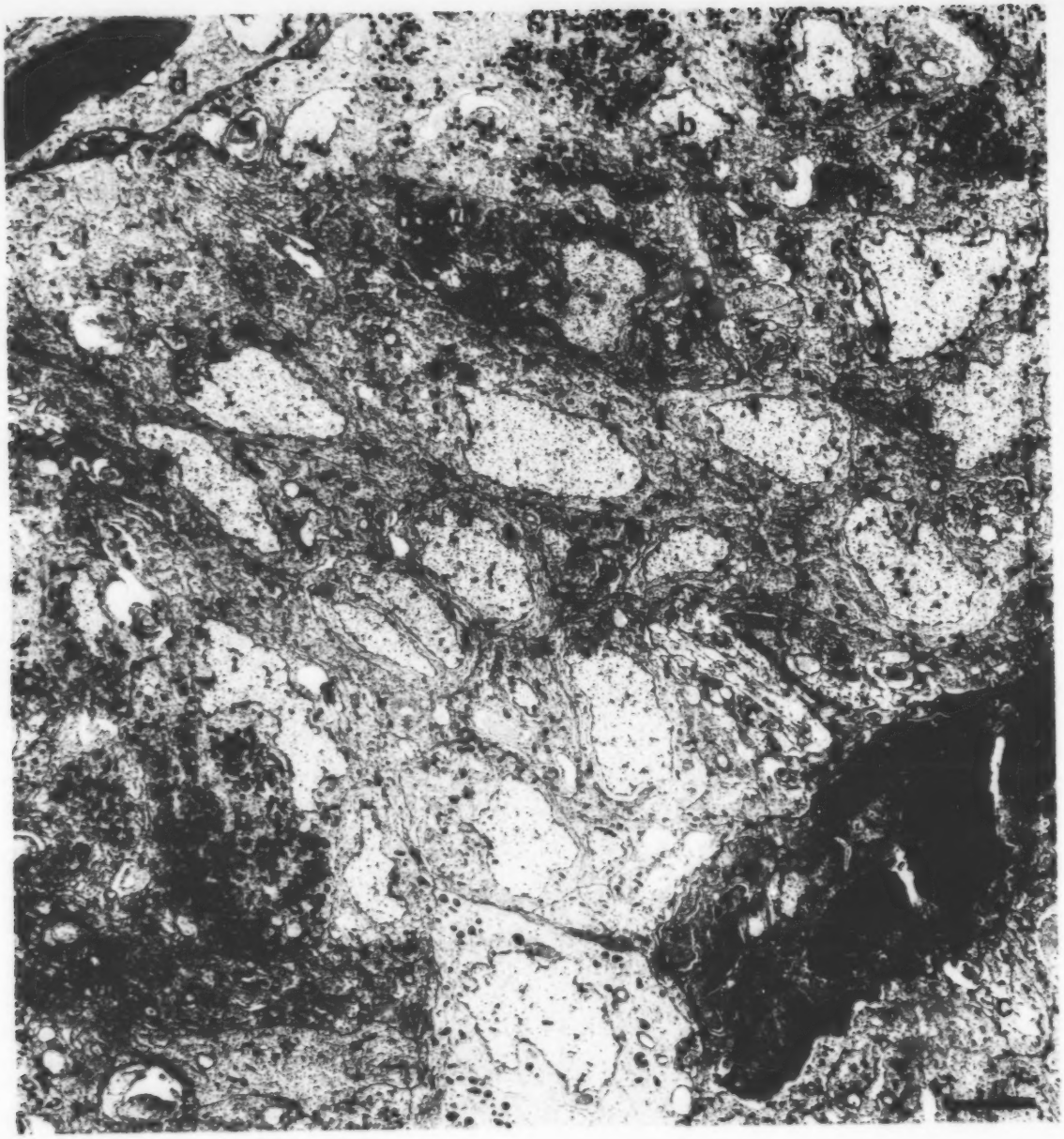

d
b
c

Plate 82. Pancreas — endocrine. Delta cells. (T.E.M.). Bar = 1 μm.

a. Nucleus.
b. Mitochondrion.
c. Golgi apparatus.
d. Secretory granules.

Planche 82. Pancréas endocrine. Cellules delta (MET) Échelle = 1 μm

a. Noyau
b. Mitochondrie
c. Appareil de Golgi
d. Grains de sécrétion

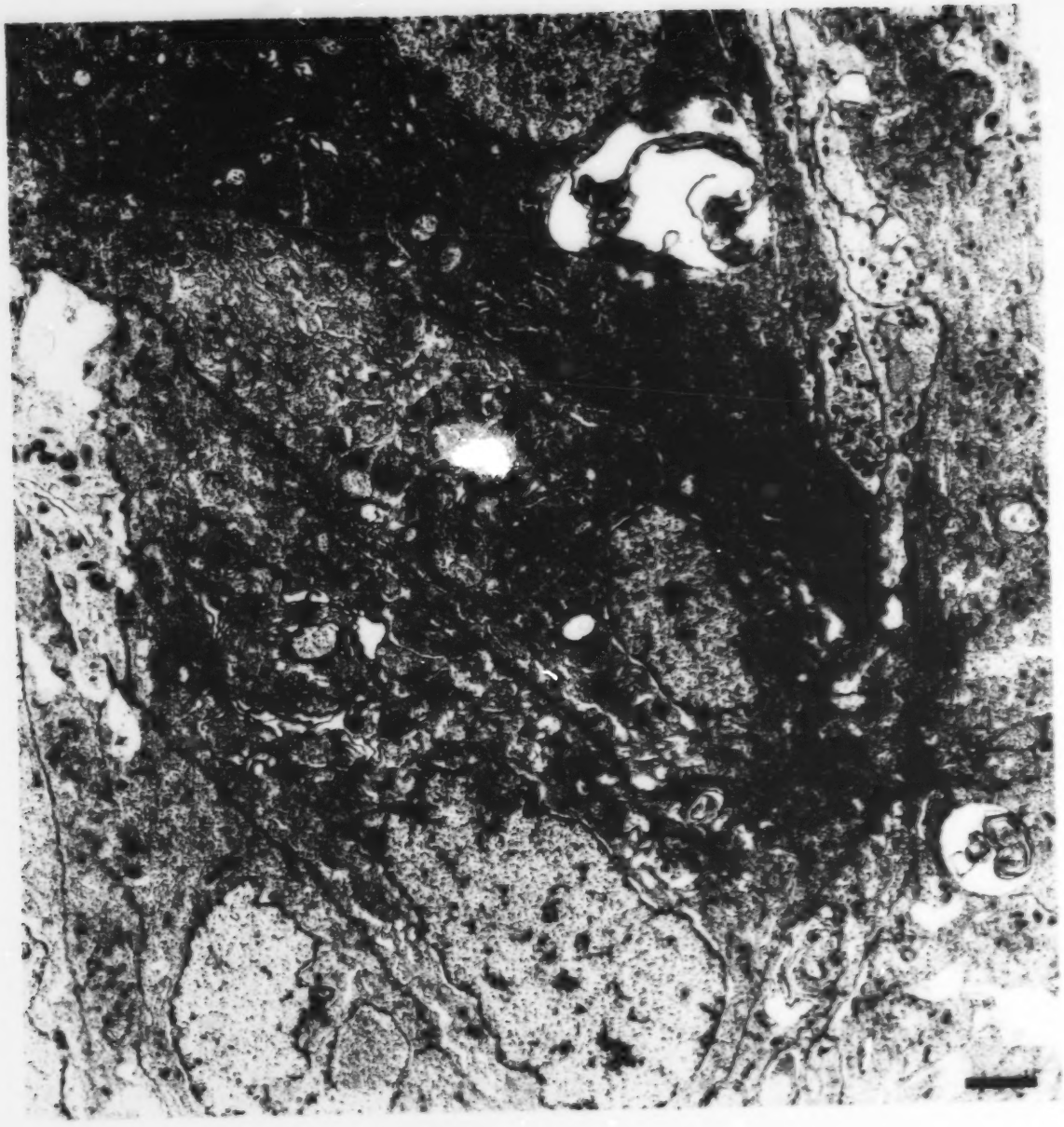


Plate 83. Swimbladder wall. (L.M.).

FIG. 1. (Formalin. Masson's) Bar = 0.5 mm.
- a. Tunica interna.
- b. Loose connective tissue.
- c. Capillaries and small blood vessels.
- d. Smooth muscle layer.
- e. Fibrous connective tissue.
- f. Serosa.

FIG. 2. Middle layers of wall. (½ μm resin section. Toluidine blue). Bar = 20 μm.
- a. Loose connective tissue.
- b. Capillary.
- c. Fibroblasts.
- d. Smooth muscle cells.
- e. Fibrous connective tissue.

FIG. 3. Fibrous connective tissue layer. (J.B.-4. Chromotrope 2R/methylene blue). Bar = 50 μm.
- a. Connective tissue.
- b. Smooth muscle.
- c. Fibrous connective tissue.

FIG. 4. Serosa. (J.B.-4. Methylene blue/basic fuschin). Bar = 50 μm.
- a. Fibrous connective tissue layer.
- b. Melanocyte.
- c. Connective tissue.
- d. Mesothelium.

Planche 83. Paroi de la vessie natatoire (MO)

FIG. 1. (Formol. Masson). Échelle = 0,5 mm
- a. Tunique interne
- b. Tissu conjonctif lâche
- c. Capillaires et petits vaisseaux sanguins
- d. Couche musculaire lisse
- e. Tissu conjonctif fibreux
- f. Séreuse

FIG. 2. Couches médianes de la paroi. (Coupe de ½ μm dans la résine. Bleu de toluidine). Échelle = 20 μm
- a. Tissu conjonctif lâche
- b. Capillaire
- c. Fibroblastes
- d. Cellules musculaires lisses
- e. Tissu conjonctif fibreux

FIG. 3. Couche de tissu conjonctif fibreux. (J.B.-4. Chromotrope 2R/bleu de méthylène). Échelle = 50 μm
- a. Tissu conjonctif
- b. Muscle lisse
- c. Tissu conjonctif fibreux

FIG. 4. Séreuse. (J.B.-4. Bleu de méthylène/fuschine basique). Échelle = 50 μm
- a. Couche de tissu conjonctif fibreux
- b. Mélanocyte
- c. Tissu conjonctif
- d. Mésothélium

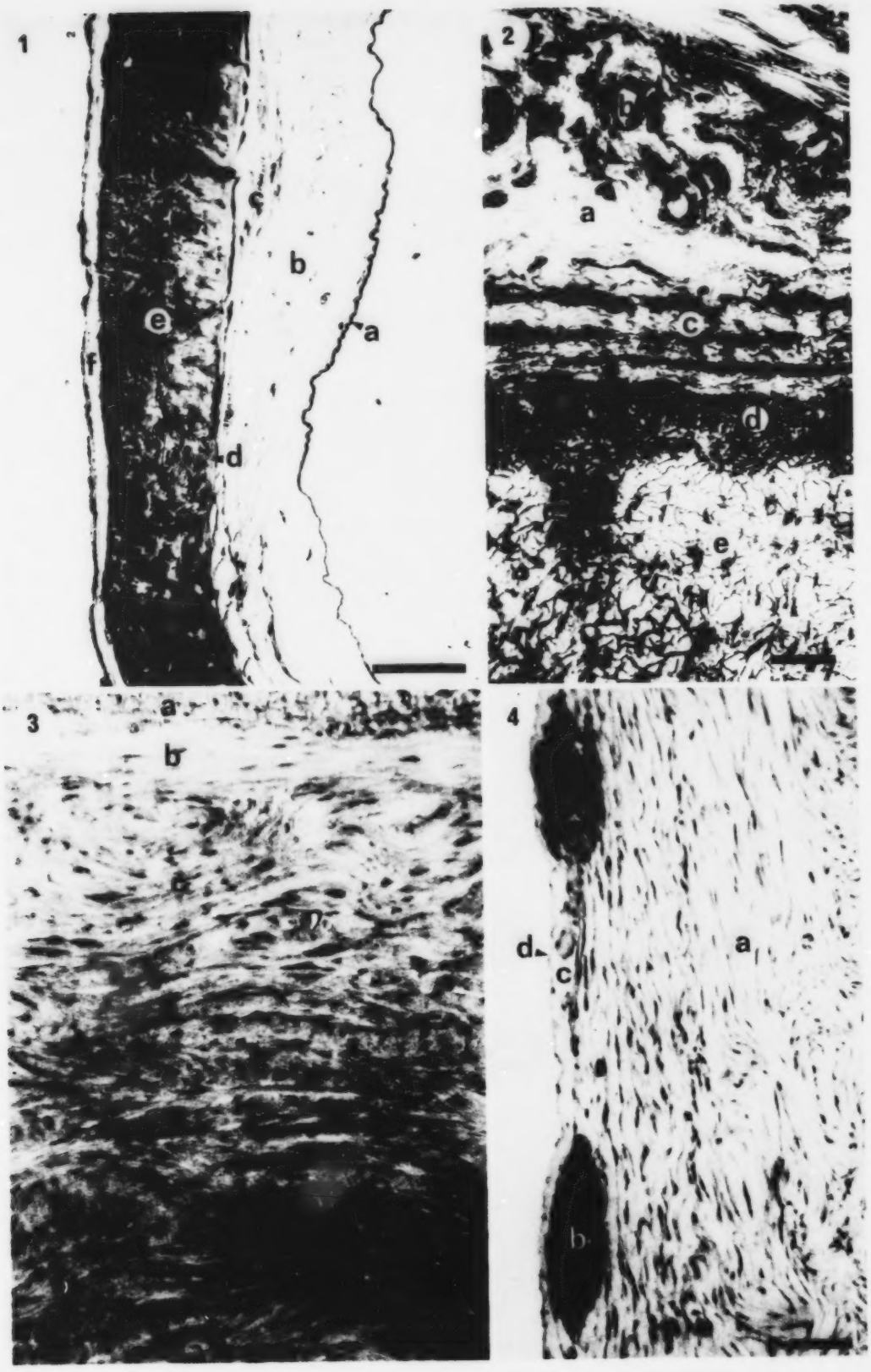

1
b
a
e
f
d
2
a
c
d
e
3
a
b
4
d
c
a
b

Plate 84. Swimbladder wall. Internal surface. (S.E.M.).

FIG. 1. Bar = 20 μm.

FIG. 2. Bar = 1 μm.
a. Microvilli on surface of epithelial cells.

Planche 84. Paroi de la vessie natatoire. Surface interne. (MEB)

FIG. 1. Échelle = 20 μm

FIG. 2. Échelle = 1 μm
a. Microvillosités à la surface de cellules épithéliales

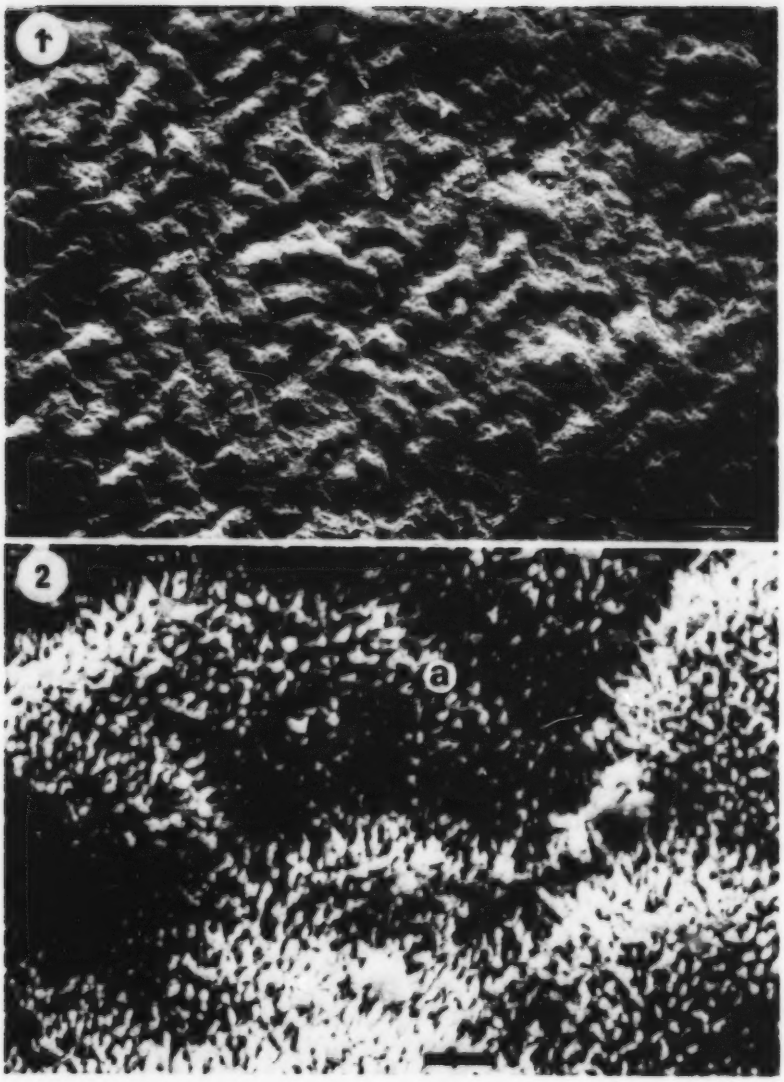

1
2
a

Plate 85. Swimbladder wall. Tunica interna. (T.E.M.).

FIG. 1. Smooth muscle cells extended. Bar = 1 μm.
a. Microvillus.
b. Lamellated body.
c. Mitochondrion.
d. Invagination of plasmalemma.
e. Basement membrane.
f. Collagen.
g. Smooth muscle cell.

FIG. 2. Smooth muscle cells contracted. Bar = 1 μm.
Legend same as for Fig. 1.

Planche 85. Paroi de la vessie natatoire. Tunique interne (MET)

FIG. 1. Cellules musculaires lisses allongées. Échelle = 1 μm
a. Microvillosité
b. Corps lamellaire
c. Mitochondrie
d. Invagination du plasmalemme
e. Membrane basale
f. Collagène
g. Cellule musculaire lisse

FIG. 2. Cellules musculaires lisses contractées. Échelle = 1 μm
Même légende que pour la figure 1.

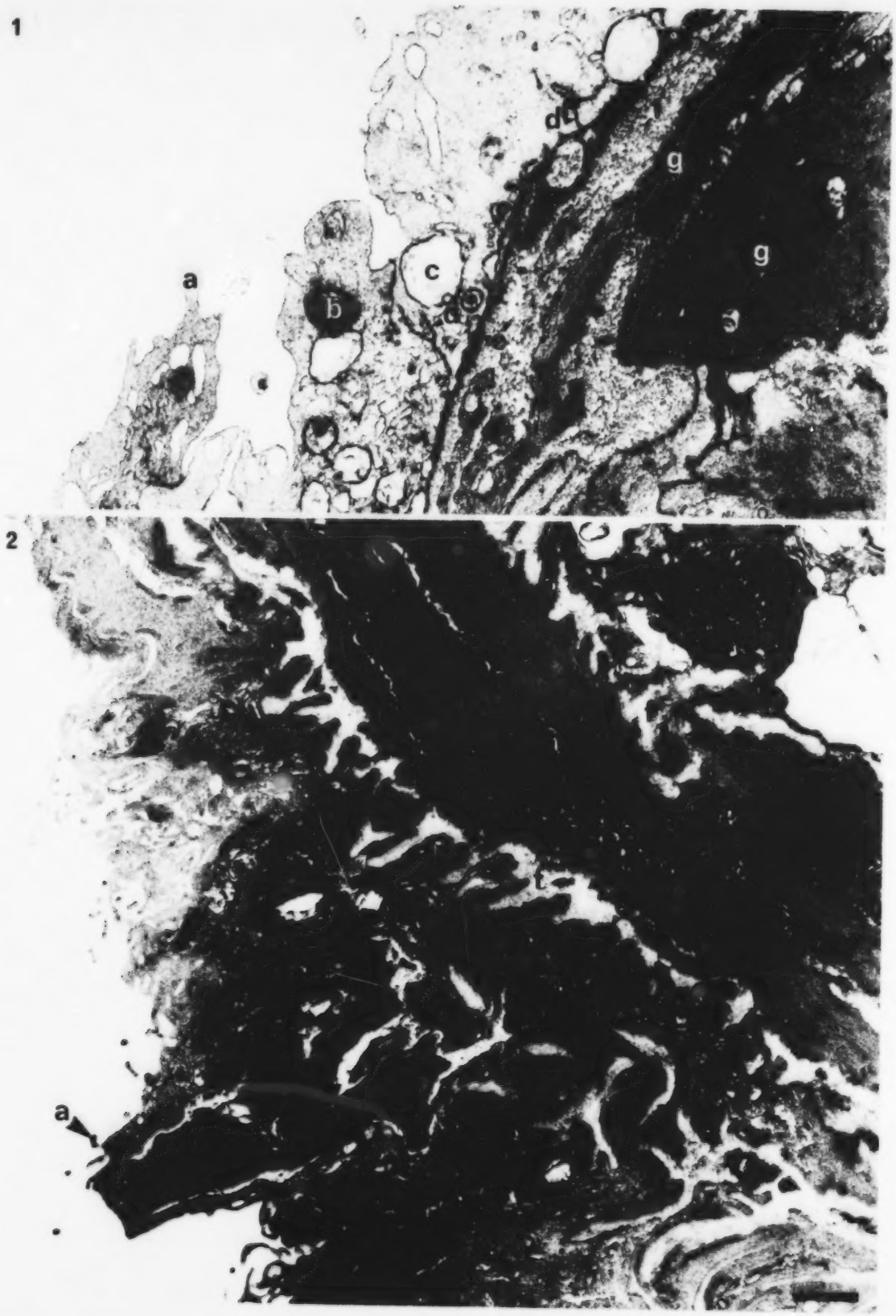

1
a
b
c
d
g
g
2
a

Plate 86. Swimbladder wall. Loose connective tissue layer. (T.E.M.)
Bar = 1 μm.

a. Filaments.

Planche 86. Paroi de la vessie natatoire. Couche de tissu conjonctif lâche. (MET)
Échelle = 1 μm

a. Filaments

a
a

Plate 87. Swimbladder wall. Junction of loose connective tissue and well-vascularised layers. (T.E.M.)
Bar = 3 μm.

a. Filaments of loose connective tissue.
b. Fibroblast.
c. Mononuclear wandering cell.

Planche 87. Paroi de la vessie natatoire. Jonction du tissu conjonctif lâche et des couches bien vascularisées. (MET)
Échelle = 3 μm

a. Filaments du tissu conjonctif lâche
b. Fibroblaste
c. Cellule mononucléaire migratrice

a
b
b

Plate 88. Swimbladder wall. Well-vascularized layer. (T.E.M.).

FIG. 1. Bar = 2 μm.
- a. Endothelial cell of capillary.
- b. Fibroblast.
- c. Collagen.
- d. Nerve fibre.
- e. Mononuclear wandering cell.

FIG. 2. Bar = 2 μm.
- a. Myelinated nerve fibre.
- b. Unmyelinated nerve fibre.
- c. Collagen.

Planche 88. Paroi de la vessie natatoire. Couche bien vascularisée. (MET)

FIG. 1. Échelle = 2 μm
- a. Cellule endothéliale d'un capillaire
- b. Fibroblaste
- c. Collagène
- d. Fibre nerveuse
- e. Cellule mononucléaire migratrice

FIG. 2. Échelle = 2 μm
- a. Fibre nerveuse myélinisée
- b. Fibre nerveuse non myélinisée
- c. Collagène

1
d
c
b
2
b
c
a
a
c

Plate 89. Swimbladder wall. Connective tissue. (T.E.M.).
Bar = 3 μm.

a. Fibroblast.
b. Collagen.

Planche 89. Paroi de la vessie natatoire. Tissu conjonctif. (MET)
Échelle = 3 μm

a. Fibroblaste
b. Collagène

b
b

Plate 90. Swimbladder wall. Smooth muscle layer and tunica fibrosa. (T.E.M.).

FIG. 1. Smooth muscle layer. Bar = 1 μm.
- a. Collagen.
- b. Smooth muscle cell.
- c. Collagen tactoid of tunica fibrosa.

FIG. 2. Tunica fibrosa. Bar = 1 μm.
- a. Fibroblast.
- b. Collagen tactoid.

Planche 90. Paroi de la vessie natatoire. Couche musculaire lisse et tunique fibreuse. (MET)

FIG. 1. Couche musculaire lisse. Échelle = 1 μm
- a. Collagène
- b. Cellule musculaire lisse
- c. Tactoïde de collagène de la tunique fibreuse

FIG. 2. Tunique fibreuse. Échelle = 1 μm
- a. Fibroblaste
- b. Tactoïde de collagène

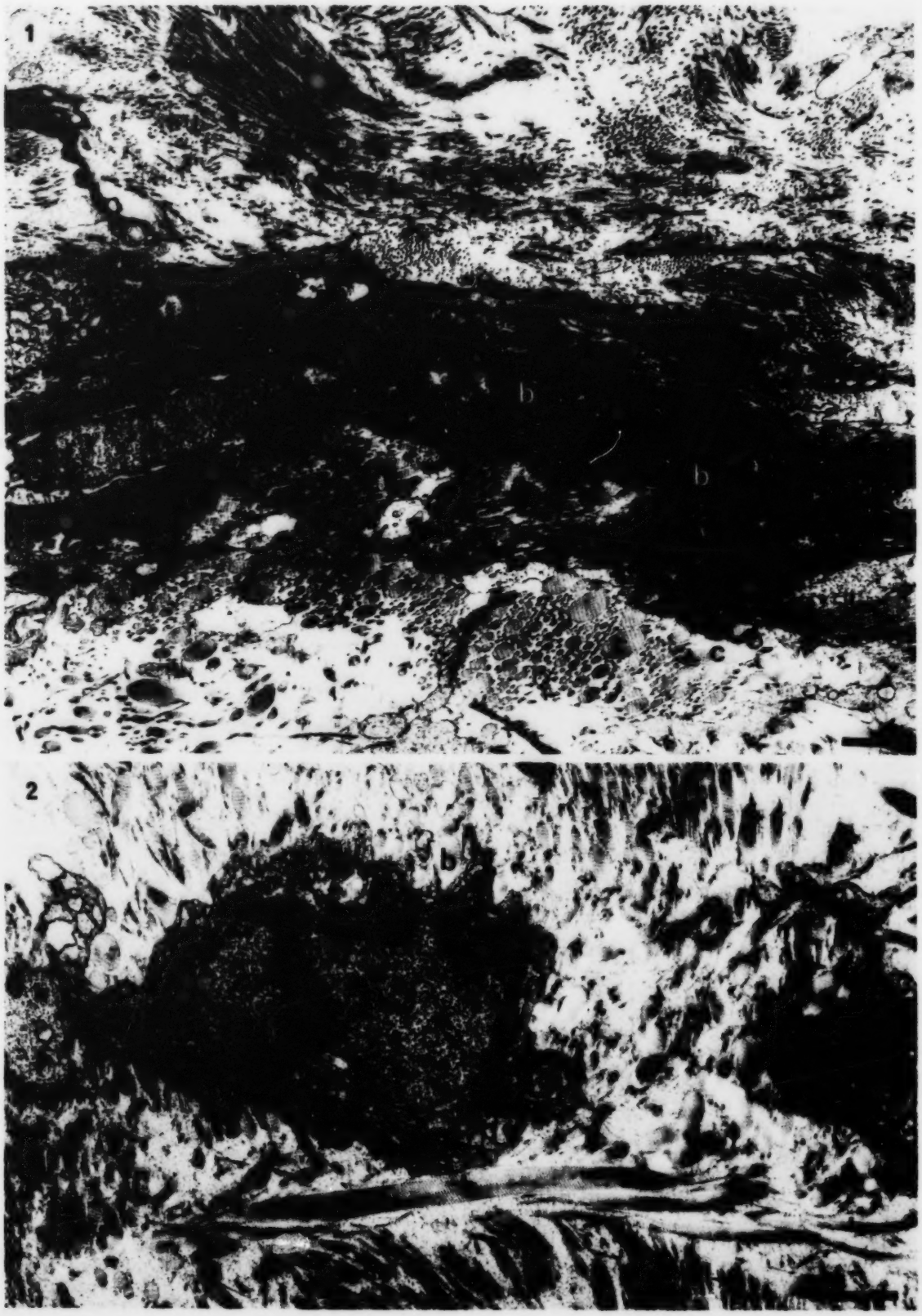

1
b
b
c
2
b

Plate 91. Rete mirabile. (L.M.)

FIG. 1. (Formalin. H. & E.). Bar = 300 μm.
- a. Group of capillaries.
- b. Secretory epithelial cells.
- c. Loose connective tissue.

FIG. 2. Junction of swimbladder wall and rete mirabile. (Formalin. H. & E.) Bar = 50 μm.
- a. Epithelium of swimbladder wall.
- b. Smooth muscle layer of swimbladder wall.
- c. Secretory epithelial cells.
- d. Group of capillaries.
- e. Capillary.

FIG. 3. Hilus of rete mirabile. (J.B.-4. Chromotrope 2R/methylene blue). Bar = 50 μm.
- a. Arterial capillaries.
- b. Venous capillaries.
- c. Arteriole.
- d. Venule.
- e. Nerve plexus.
- f. Smooth muscle layer.

Planche 91. Réseau admirable (MO)

FIG. 1. (Formol. H et É). Échelle = 300 μm
- a. Groupe de capillaires
- b. Cellules épithéliales sécrétrices
- c. Tissu conjonctif lâche

FIG. 2. Jonction de la paroi de la vessie natatoire et du réseau admirable. (Formol. H et É). Échelle = 50 μm
- a. Épithélium de la paroi de la vessie natatoire
- b. Couche musculaire lisse de la paroi de la vessie natatoire
- c. Cellules épithéliales sécrétrices
- d. Groupe de capillaires
- e. Capillaires

FIG. 3. Hile du réseau admirable. (J.B.-4. Chromotrope 2R/bleu de méthylène). Échelle = 50 μm
- a. Capillaires artériels
- b. Capillaires veineux
- c. Artériole
- d. Veinule
- e. Plexus nerveux
- f. Couche musculaire lisse

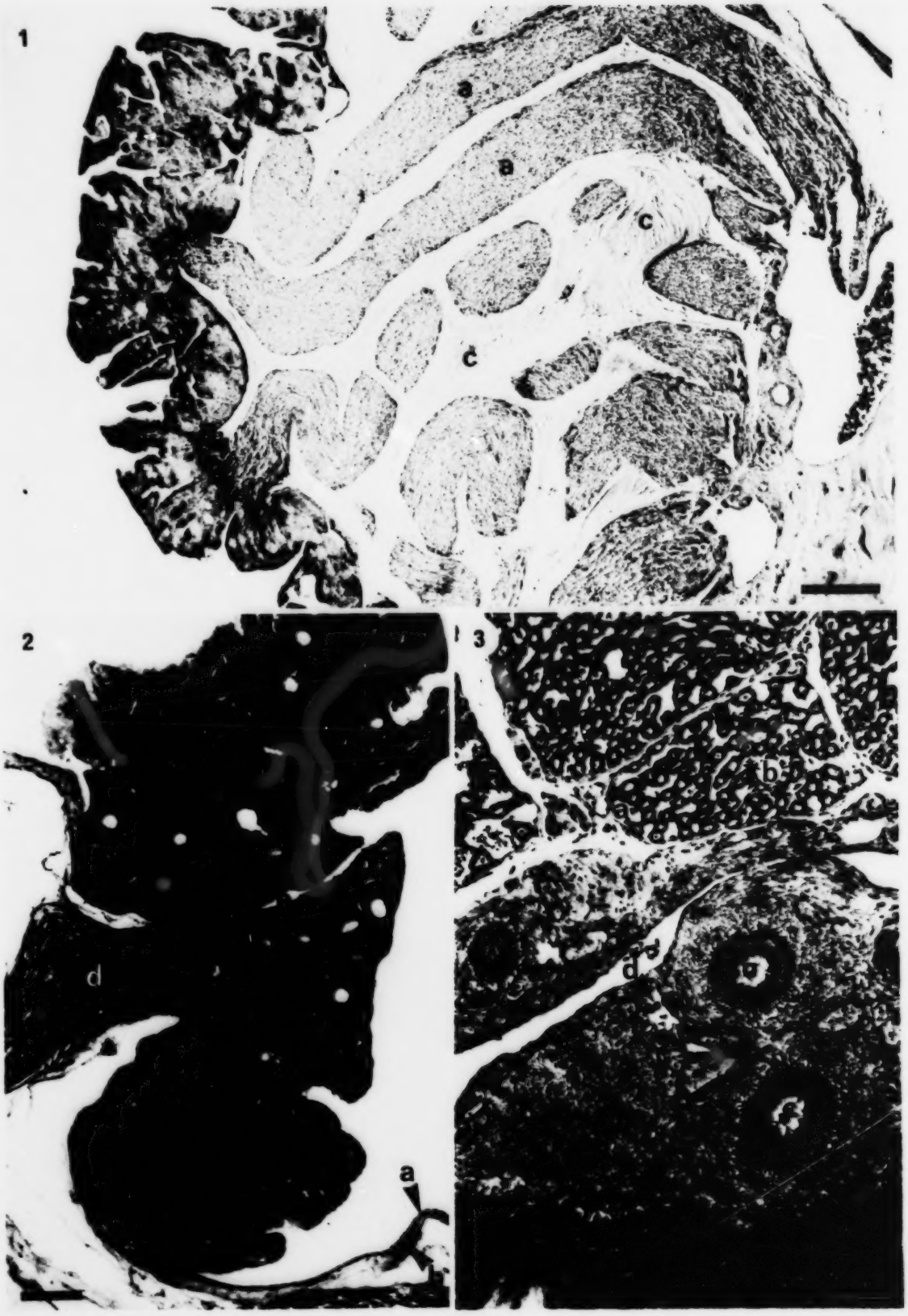

1
a
b
c
c
2
c
d
a
3
b
d
d

Plate 92. Rete mirabile. (S.E.M.).

FIG. 1. Convoluted bulges of epithelial cells. Bar = 100 μm.

FIG. 2. Bar = 10 μm.
a. Surface of epithelial cell.

FIG. 3. Bar = 2 μm.
a. Microvilli on surface.

Planche 92. Réseau admirable (MEB)

FIG. 1. Saillies circonvoluées des cellules épithéliales. Échelle = 100 μm

FIG. 2. Échelle = 10 μm
a. Surface d'une celluie épithéliale

FIG. 3. Échelle = 2 μm
a. Microvillosités à la surface

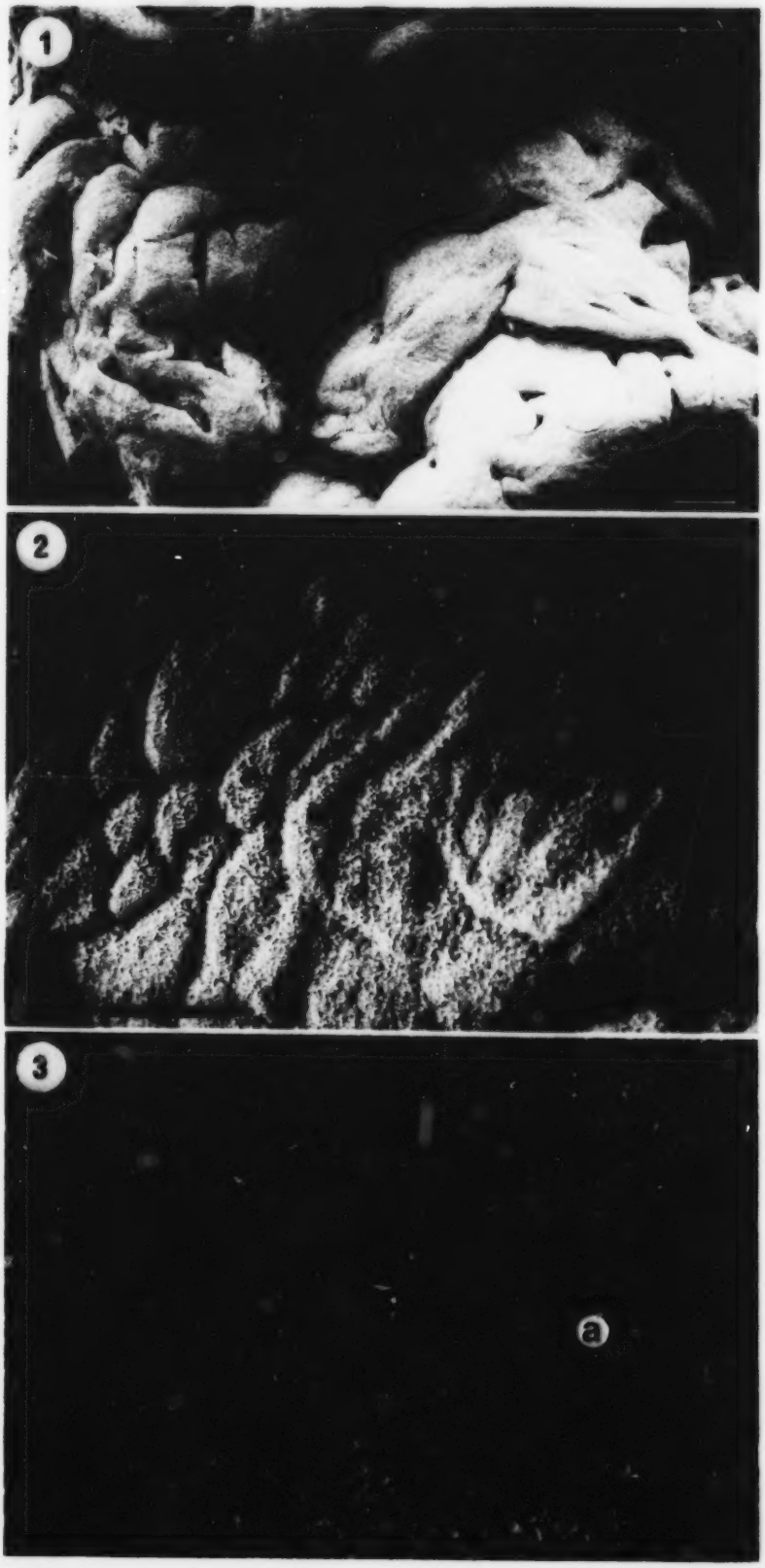

1
2
3
a

Plate 93. Rete mirabile. Secretory epithelial cells. (T.E.M.).

Legend for Fig. 1 and 2.

a. Microvilli.
b. Gas forming bodies.
c. Nucleus.
d. Capillary.
e. Mitochondrion.
f. Glycogen.

FIG. 1. Bar = 2 μm.

FIG. 2. Bar = 1 μm.

Planche 93. Réseau admirable. Cellules épithéliales sécrétrices. (MET)

Légende des figures 1 et 2.

a. Microvillosités
b. Corps gazogènes
c. Noyau
d. Capillaire
e. Mitochondrie
f. Glycogène

FIG. 1. Échelle = 2 μm

FIG. 2. Échelle = 1 μm

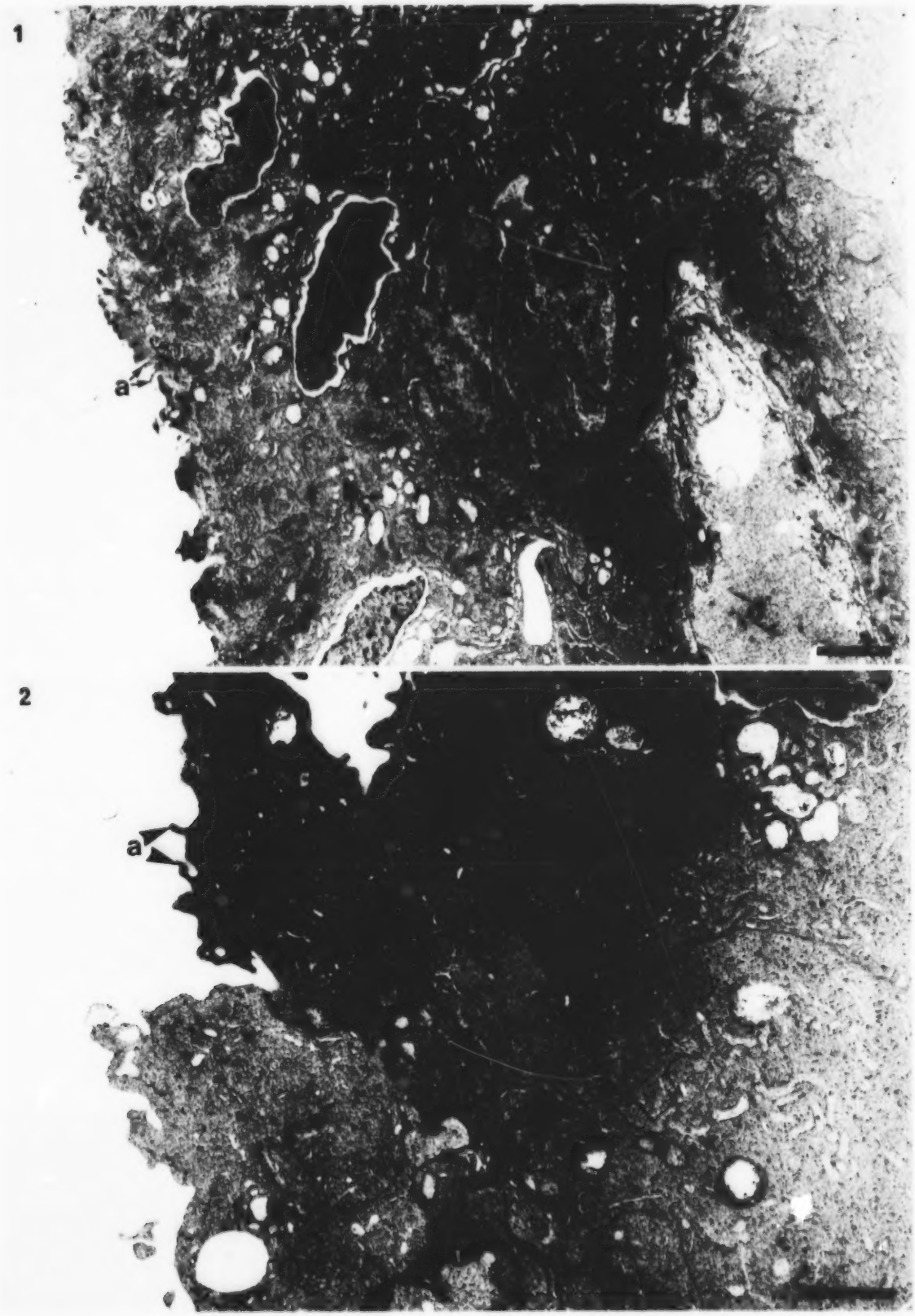

1
a
2
a

Plate 94. Rete mirabile. Bundle of capillaries. T.S. (T.E.M.)
Bar = 3 μm.

a. Arterial capillary.
b. Venous capillary.
c. Pericyte.
d. Nerve bundle.

Planche 94. Réseau admirable. Faisceau de capillaires. CT (MET)
Échelle = 3 μm

a. Capillaire artériel
b. Capillaire veineux
c. Péricyte
d. Faisceau de nerfs

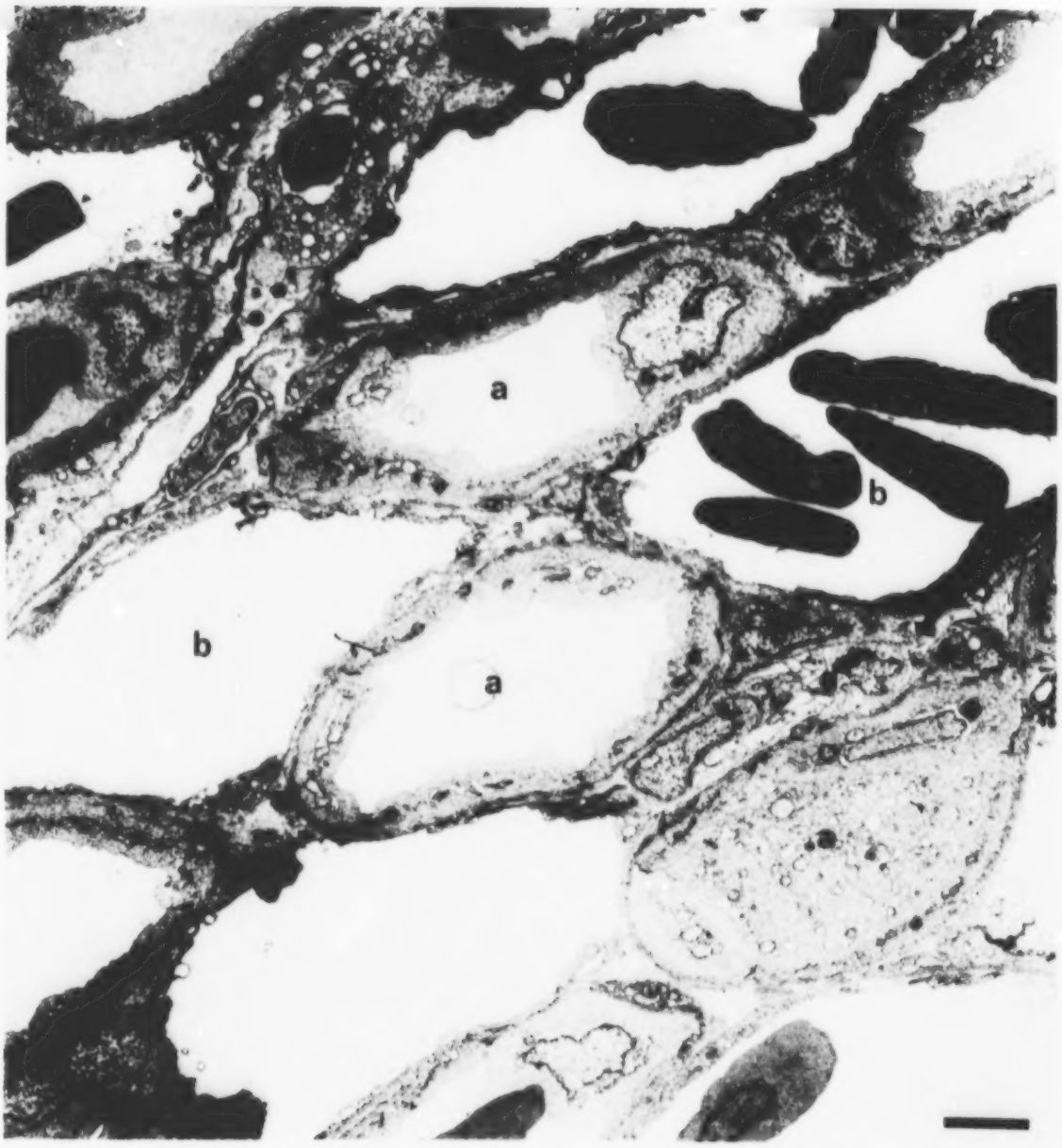

a
b
b
a

Plate 95. Rete mirabile. Bundle of capillaries. T.S. (T.E.M.).
Bar = 1 μm.

a. Arterial capillary.
b. Venous capillary.
c. Nucleus.
d. Golgi apparatus.
e. Mitochondria.
f. Pinocytotic vesicles.
g. Collagen.
h. Pericyte.

Planche 95. Réseau admirable. Faisceau de capillaires. CT (MET)
Échelle = 1 μm

a. Capillaire artériel
b. Capillaire veineux
c. Noyau
d. Appareil de Golgi
e. Mitochondries
f. Vésicules de pinocytose
g. Collagène
h. Péricyte

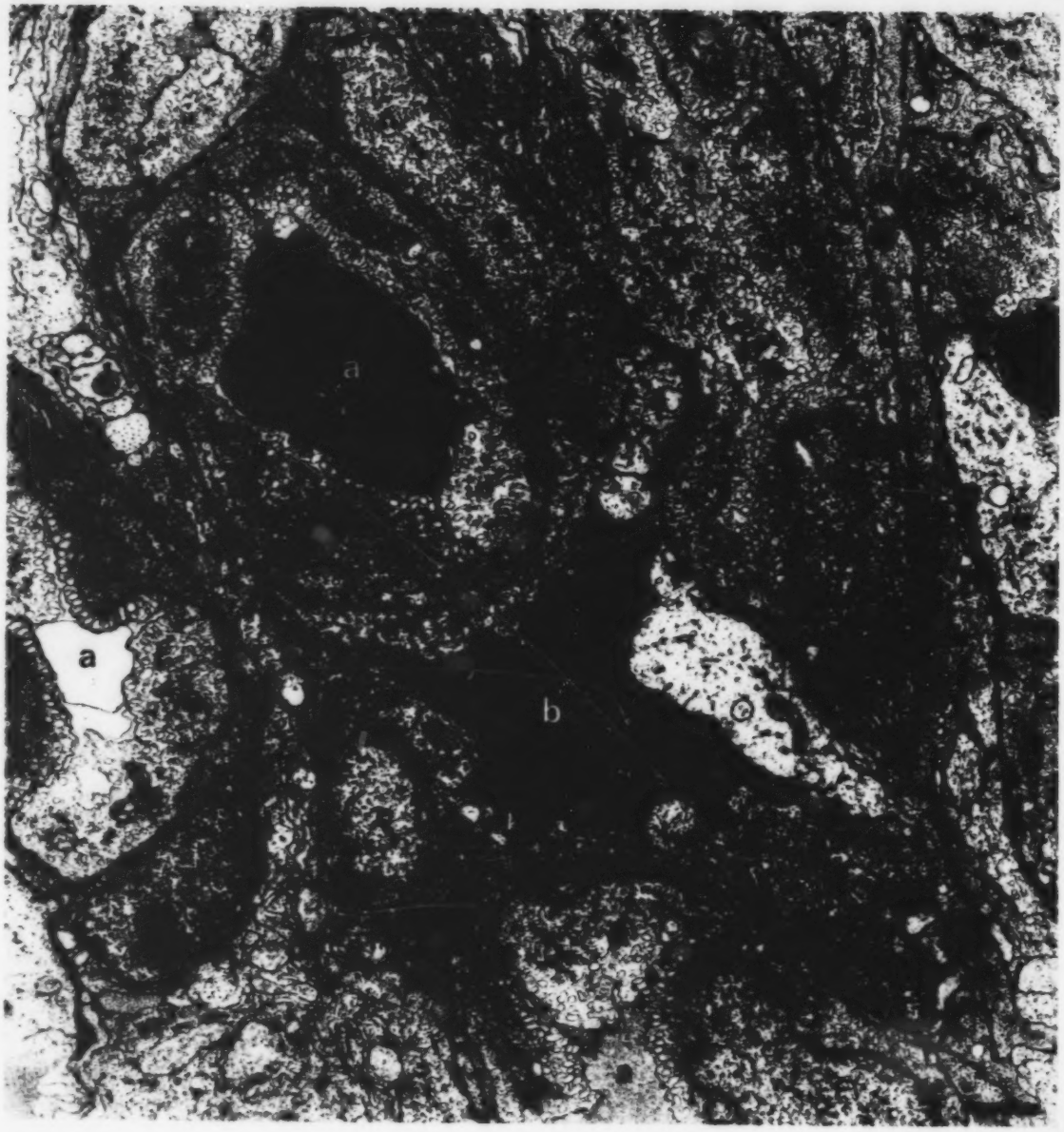

a
a
b

Plate 96. Foramen ovale. (L.M.).

Legend for Fig. 1 and 2.

a. Squamous epithelium.
b. Capillary bed.
c. Arteriole.
d. Venule.
e. Loose connective tissue.
f. Kidney.

FIG. 1. Wall of swimbladder in foramen ovale. (Formalin. H.&E.) Bar = 100 μm.

FIG. 2. Internal part of swimbladder wall in foramen ovale. (J.B.-4. Methylene blue/acid fuschin). Bar = 50 μm.

FIG. 3. Membrane surrounding foramen ovale. (Formalin. H.&E.) Bar = 100 μm.
a. Capillary.
b. Smooth muscle.
c. Loose connective tissue.

Planche 96. Foramen ovale (MO)

Légende des figures 1 et 2.

a. Épithélium pavimenteux
b. Lit capillaire
c. Artériole
d. Veinule
e. Tissu conjonctif lâche
f. Rein

FIG. 1. Paroi de la vessie natatoire dans le foramen ovale (Formol. H et É). Échelle = 100 μm

FIG. 2. Partie interne de la paroi de la vessie natatoire dans le foramen ovale. (J.B.-4. Bleu de méthylène/fuschine acide). Échelle = 50 μm

FIG. 3. Membrane entourant le foramen ovale. (Formol. H et É) Échelle = 100 μm
a. Capillaire
b. Muscle lisse
c. Tissu conjonctif lâche

1
b
a
d
e
f
2
a
b
e
d
3
a
c